Latvijas Universitātes
Botaniskā Dārza Raksti

ACTA HORTI BOTANICI UNIVERSITATIS LATVIENSIS

Red. N. MALTA.

VIII. s. 1933 Nr. 1/3.

RĪGA

Latvijas Universitātes Botaniskā Dārza Raksti

Acta Horti Botanici Universitatis Latviensis

VIII

Red. N. MALTA

R ī g ā
1 9 3 3

Armijas spiestuve, Rīgā, Muitas ielā Nr. 1.

Izdots 1. martā 1935. g.
Issued 1 st March, 1935.

Saturs.

Contents.

Apinis, Arv. and Diogucs, A. M., Data on the Ecology of Bryophytes I. Acidity of the Substrata of Hepaticae. Materiāli sūnu ekoloģijai I. Aknu sūnu substrāta aciditāte . . . . . 1— 19

Apinis, Arv. Fertilization of Oospheres by Planogometes in Saprolegniaceae (Preliminary Note). Oosfēru apaugļošana ar planogametām Saprolegniaceae dzimtā. (Iepriekšējs ziņojums.) . . . . . 103—111

Skuja, H. und Ore Margarita, Die Flechte Coenogonium nigrum (Huds.) Zahlbr. und ihre Gonidie. Ķērpis Coenogonium nigrum (Huds.) Zahlbr. un viņa gonidija . . . . 21— 47

Skuja, H., Über Trentepohlia annulata Brand. Par Trentepohlia annulata Brand . . . . . 49— 58

Vegis, Auseklis und Benita. Versuche über die frühtreibende Wirkung der Wasserbäder von 35—100° C auf die Turionen von Stratiotes aloides L. Pētījumi par 35—100° C ūdens pelžu agrdzinēju iedarbību Stratiotes aloides L. turionos . . . . . 59—100

Zāmelis, A. Key to the East Baltic Species of Alchemilla. Austrumbaltijas apgabala Alchemilla sugu noteikšanas atslēga . . . . . 113—126

Augu nosaukumu saraksts.

Index.

Alchemilla L. 113, 120, 121, 122, 123, 124, 125.
— acutangula Bus. 115, 117, 120, 121, 122, 126.
— — f. adpresse-pilosa Lindb. fil. 118, 120, 121, 122, 126.
— acutidens Bus., Lindb. fil. s. a. 119, 122, 126.
— Alechinii Zāmelis 115, 120, 121, 122, 124, 125.
— alpestris Schmidt 119, 120, 121, 122, 123, 126.
— arvensis (L.) Scop. 113, 120, 121, 122, 125, 126.
— Basilii P. Smirn. 115, 122.
— breviloba Lindb. fil. 118, 122.
— conglobata Lindb. fil. 114, 115, 122, 125.
— crinita Bus. 116, 122, 125.
— cymatophylla Juz. 118, 120, 121, 122, 123, 126.
— decalvans Juz. 115.
— egens Juz. 113.
— filicaulis Bus. 114, 115, 120, 121, 122, 125.
— gibberulosa Lindb. fil. 113, 122.
— glabricaulis Lindb. fil. 115, 120, 121, 122, 125.
— glomerulans Bus. 118, 120, 121, 122, 123, 126.
— heptagona Juz. 117, 120, 121, 122, 123, 126.
— hirsuticaulis Lindb. fil. 113, 120, 121, 122, 125.
— Juzepczukii Alech. 115, 122, 123.
— leiophylla Juz. 117, 125.
— Lindbergiana Juz. 116, 122, 123.
— Latwinowii Juz. 114.
— micans Bus. 116, 120, 121, 122, 126.
— minor Huds. 115, 120, 121, 122, 125.
— Murbeckiana Bus. 119, 122, 123, 125.
— nemoralis Alech. 115, 117, 122, 123.
Alchemilla obtusa Bus. 119, 120, 121, 122, 123, 126.
— orbiculata Alech. 115, 123, 124.
— oxyodonta Bus. 119, 122, 123, 125.
— pastoralis Bus. 115, 116, 120, 121, 122, 126.
— plicata Bus. 114, 120, 121, 122, 125.
— pratensis Schmidt 116, 120, 121, 122, 123, 124, 126.
— propinqua Lindb. fil. in Juz. 114, 115, 120, 121, 122, 123, 125.
— psiloneura Juz. 119, 125.
— pubescens (Lam.) Bus. 113, 120, 121, 122, 125.
— — f. adpresse-pilosa Reinthal f. nova 113, 120, 121, 125.
— sarmatica Juz. 118, 122, 126.
— schistophylla Juz. 115, 125.
— semilunaris Alech. 117, 122, 123, 125.
— stellaris Juz. 117, 125.
— strigosula Bus. s. str. 114, 118, 120, 121, 122, 126.
— subcrenata Bus. 117, 120, 121, 122, 126.
— subglobosa Westerl. 118. 122.
— vulgaris L. 124.
— Wichurae Bus. 119, 120, 121, 122, 123, 126.
Alicularia geoscypha De Not. 7, 12, 15.
Aneura 5.
— incurvata Lindb. 5, 12.
— latifrons Lindb. 6, 12.
— multifida (L.) Dum. 5, 12.
— pinquis Dum. 2, 5, 12, 14, 18.
Anthoceros 14, 15, 18, 19.
— punctatus L. 11, 13.
Archilegnia Apinis n. gen. 106, 108.
— latvica Apinis n. comb. 106, 109, 111.
Betula 27, 50.
Blasia 5.
— pusilla L. 6, 12, 14, 18.

Blepharostoma 6.
— trichophyllum (L.) Dum. 5, 10, 13, 14, 18.
Byssus nigra Hudson 20.
Calypogeia 6, 10, 13.
— Neesiana (Mass. et Car.) K. Müller 10, 13, 15.
— Trichomanis (L.) Corda 10, 13, 15, 19.
Cephalozia 2, 6, 9, 13.
— bicuspidata (L.) Dum. 9, 13, 14, 18.
— connivens (Dicks.) Spruce 10, 13, 15, 19.
— fluitans (Nees) Spruce 9, 10, 13.
— media Lindb. 10, 13.
— pleniceps (Aust.) Lindb. 9, 13.
Cephaloziella 6.
Chiloscyphus pallescens (Ehrh.) Dum. 9, 13.
— polyanthus (L.) Corda 9, 13.
Chlorella vulgaris 27.
Chlorococcum humicolum 27.
Chroolepus ebeneus Agardh. 20.
Cinclidotus danubicus 7.
Cladium mariscus 5.
Cladophora 20.
Coccomyxa dispar 50.
Coenogonium 24, 27, 40.
— ebeneum (Dillw.) Smith. 21.
— germanicum Glück. 20, 30, 40, 45, 47.
— nigrum (Huds.) Zahlbr. 20, 23, 26 31, 32, 33, 35, 36, 40, 41, 42, 43, 44, 45, 47, 50.
— Schmidlei 40.
Conferva ebenea Dillwyn 20.
Corylus 27.
Crocynia membranacea Hue 23.
Cystocoleus 20, 45.
— ebeneus (Dillw.) Thw. 20, 45.
Dicranum 103, 106.
— Bergeri 5.
Eucalyx hyalinus (Lyell.) Breidl. 7, 12, 14, 18.
Fegatella 4.
— conica Corda 4, 12, 14, 18.
Fossombronia 2, 5.
— Wondraczeki Dum. 6, 12.
Frullania dilatata (L.) Dum. 11, 13.
Fumaria 5.
Geocalyx graveolens Nees, 9, 13, 14.
Gloeocystis rupestris 50.
Gymnocolea inflata (Huds.) Dum. 8, 13, 15, 19.
Haplomitrium 2.
Haplozia 6, 7.
— lanceolata (Schrad.) Dum. 7, 12, 14.
— — var prolifera 7.
— riparia (Tayl.) Dum. 7, 12, 14, 18.
— — var. rivularis Bernet 7.
— sphaerocarpa (Hook.) Dum. 7, 12, 14. 18.
Helminthosporium 42.
Hepaticae 1.
Hydrocharis 59, 60, 70, 82, 90, 91, 94, 95, 97, 100.
— morsus ranae 59, 67, 69, 72, 76, 80, 90, 95, 99, 100.
Jamesoniella 15.
— autumnalis (De Cand.) Steph. 7, 12, 15, 19.
Jungermanniaceae acrogynae 6, 12, 14.
— anacrogynae 5, 12, 14.
Lepidozia 2, 6, 10.
— reptans (L.) Dum. 10, 13, 14, 15, 18, 19.
— setacea (Web.) Mitt. 10, 13, 15, 19.
Leptomitaceae 104, 107.
Leptoscyphus 6.
— anomalus (Hook.) Lindb. 2, 5, 9, 9, 13, 15, 19.
— Taylori (Hook.) Mitt. 9, 13, 15, 19.
Leujenea cavifolia (Ehrh.) Lindb. 11, 13.
Lophocolea 9.
— bidentata (L.) Dum. 9, 13.
— heterophylla (Schrad.) Dum. 9, 13, 14, 18.
— minor Nees 9, 13, 14, 18.
Lophozia 6, 7, 13.
— badensis (Gott.) Schiffn. 7, 8, 13, 14, 18.
— barbata (Schmidt) Dum. 7, 8, 12.
— bicrenata (Schmid.) Dum. 7, 8, 13.
— excisa (Dicks.) Dum. 7, 8, 13, 15, 19.
— heterocolpos (Thed.) Howe 7, 8, 13, 14.
— incisa (Schrad.) Dum. 7, 8, 13, 14, 15, 19.
— inflata 9.
— longidens (Lindb.) Macoun 7, 8, 12, 15, 19.

Lophozia Schultzi (Nees) Schiffn. 7, 8, 13, 14, 18.
— ventricosa (Dicks.) Dum. 7, 8, 12, 15, 19.
— — var. porphyroleuca 8.
Madotheca Cordaeana (Hüb.) Dum. 11, 13.
— platyphylla (L.) Dum. 11, 13.
Marchantiaceae 4, 12, 14.
Marchantia 4, 5.
— polymorpha L. 2, 5, 12, 14, 16, 18.
Mesotaenium macrococcum 50.
Monoblepharidaceae 106, 109.
Monoblepharis 104, 105, 107, 108.
— fasciculata Thaxter 105, 108.
— insignis Thaxter 105, 108.
Odontoschisma denudatum (Nees) Dum. 10, 13, 15.
Pellia 5, 6, 12.
— epiphylla (L.) Lindb. 6, 12, 14.
— Fabbroniana Raddi 2, 5, 6, 12, 14, 18.
— Neesiana (Gott.) Limpr. 6, 12, 14, 18.
Picea 27, 49, 50.
Pinus 50.
Plagiochila asplenioides (L.) Dum. 9, 13, 14, 18.
Pleuroschisma trilobatum (L.) Dum. 10, 13.
Preissia 4.
— commutata Nees 5, 12, 14, 18.
Polytrichum strictum 5.
Ptilidium ciliare (L.) Hampe 11, 13.
Quercus 50.
Racodium 20, 45.
— rupestre 20, 43, 47.
Radula complanata (L.) Dum. 11, 13.
Reboulia 4.
— hemisphaerica (L.) Raddii 4, 12.
Ricciaceae 3, 12, 14.
Riccia 3, 4, 12, 14, 15, 18, 19.
— bifurcata Hoffm. 4, 12.
— ciliata Hoffm. 3, 12.
— crystallina L. 4, 12.
— fluitans L. 3, 4.
— glauca L. 4, 12.
— sorocarpa Bischoff 4, 12.
Ricciocarpus natans (L.) Corda 4, 16.
Sagittaria 100.
Saprolegniaceae 103, 106, 108.
Saprolegnia 103, 104, 105, 106, 107, 108.
— latvica Apinis 103, 106.
Scapania 6, 11, 13.
— calcicola (Arn. et Perss) Ingham, 11, 13, 14, 18.
— curta (Mart.) Dum. 11, 13, 15, 19.
— irrigua (Nees) Dum. 11.
— lingulata Buch. 11, 13.
— nemorosa Dum. 11, 13, 15, 19.
Scorpidium scorpioides 8.
Sphagnum 103, 106.
— fuscum 5.
— recurvum 5.
— rubellum 5.
Sphenolobus 6, 7.
— exectiformis (Breidl.) Steph. 7, 12, 15.
— exectus (Schmid.) Steph. 7, 12, 15, 19.
— minutus (Cratz) Steph. 7, 12, 15, 19.
Stichococcus bacillaris 27, 50.
Stratiotes 59, 60, 62, 63, 64, 70, 76, 83, 90, 91, 95, 100.
— aloides L. 59, 60, 63, 67, 69, 89, 91, 93 97, 98, 99, 100, 101, 102.
Trentepohlia 20, 29, 30, 31, 32, 35, 36, 37, 47, 49, 50, 52, 53, 54, 57.
Trentepohlia abietina (Flotow) Hansg. 36.
— annulata Brand 35, 49, 50, 51, 52, 53, 55, 56, 57, 58.
— aurea (L.) Mart. 31, 32, 33, 34, 35, 37, 39, 52.
— Germanica Glück 31, 32, 36, 47.
— iolithus (L.) Wallr. 32, 35, 36, 39, 40.
— lagenifera (Hildebr.) Wille 37.
— malleiformis 49, 54, 57.
— polymorpha Deck. 37.
— odorata (Lyngb.) Wittr. 52.
— umbrina (Kütz) Born. 27, 32, 35, 36, 37, 38, 39, 45, 53.
— uncinata (Gobi) Wille 31, 37.
Trichocolea tomentella (Ehrh.) Dum 11, 13.

Data on the Ecology of Bryophytes I.

Acidity of the Substrata of Hepaticae

by Arv. Apinis and A. M. Diogucs.

The reaction of the substratum has long been directly or indirectly a problem more or less acute both in experiments and in nature as an edaphic factor. As an edaphic factor it was much discussed during the last century indirectly in connection with "calciphilous" and "calcifuge" plants and some experimental works were published. As is well known, the solution of this problem became possible only after the investigation of Sørensen (1909), when precise methods for the measurement of the hydrogen ion concentration had been worked out and the significance of the reaction for biology was clearly formulaedt. Very soon those methods were also successfully applied in ecology for the determination of the acidity of soils and many investigations of this kind published after the war show its importance. The long-discussed problem of "calciphilous" and other plants has thus become almost entirely a problem of the hydrogen ion concentration of the substratum. Ecology deals with this problem more or less concretely, and in discussing the significance of this factor in the distribution of plants, the knowledge of the range of the pH values of the substratum is necessary, as well as the optimum pH, at which the systematical or biological unity (species, variety, ecotypes) is found in natural conditions. Under this aspect the following short data on the ecology of Hepaticae as concerns the acidity of the substrata of the Latvian species are given below.

Important and wide observations on the conditions of the habitats of epaticae are found in the publications of K. Müller (1912—1916), where also the chief literature is cited. As regards the edaphic factors the great number of species which have adapted themselves to substrata of special chemical composition is striking i. e. certain species grow only on calcareous rocks, others on silica rocks. The humus contents of the substratum has also great influence on the distribution of Hepaticae. Paul (1916) mentions the „Latschenhumus" of the calcareous Alps as a substratum, which according to its chemical composition and as a habitat for Hepaticae, is a transitional stage between the typical moss bog humus and the forest humus.

Important observations on the acidity of the substrata of Hepaticae are found in Allorge (1925), Christophersen (1925), Dop and Chaloud (1926). Some data about this subject are found scattered in the literature both before those publications and after them, but it is not possible to refer to all of them here. Gams (1929) records the pH range of the substrata of some Hepaticae based both on his own observations and on literature: in the group of the euryoxyphylic plants *Leptoscyphus anomalus*, *Lepidozia* and *Cephalozia* range from pH 3.0—6.0; in the large group of the euryionic — *Marchantia polymorpha* and *Aneura pinguis* range from less than pH 4.0 to pH 7.0 and more; in the group of the stenobasiphilic — *Pellia Fabbroniana* range from pH 6.8—9.0. Koppe (1932) gives some data of *Haplomitrium* — *Fossombronia incurva* association on wet sand.

Methods.

In most cases air-dried substratum and boiled (CO_2 free) distilled water in the proportion 1:5, sometimes 1:10 in test tubes were used for the suspension. In the case of peat, samples of fresh peat were shaken with distilled water to a half liquid mass and the pH determinations made by means of the quinhydrone electrode. For many samples pH determinations were made both in distilled water and in $n/_2$ KCl solution. The closed test-tubes with the suspension were left for about 12 hours, several times shaken and the pH determinations made in the clear solution colorimetrically by means of the „Hellige" comparator with colour disks as standards. This method makes it possible to read pH clearly with the precision of 0.1. The following indicators were used:

alpha dinitrophenol	pH 2.8 — 4.4
gamma „	„ 4.0 — 5.4
methyl red	„ 4.4 — 6.0
bromthymol blue . .	„ 6.0 — 7.6
cresol red	„ 7.2 — 8.8

The weakest link in this chain is methyl red, which, compared with other methods (electrometric) differed in many cases (0.1 — 0.3). To obtain reliable results in many cases parallel determinations with the quinhydrone electrode were made.

For the colorimetric pH determinations the clear solution was used, obtained by shaking the suspension and allowing the soil to settle. In suspensions of many loamy soils, as well as in some suspensions of sandstone and humus soils the solution was coloured and when the colour could not be destroyed by filtration, the pH values were determined by using a comparator.

If there was any doubt about the reliability of the results, the determinations were also made electrometrically.

For electrometric determinations a slightly modified Biilmans quinhydrone electrode (standard electrode of Weibel) was used, the whole apparatus being constructed in the Institute of Physics, University of Latvia. The apparatus was compared with the standard solutions and the apparatus of Lüers and gave good results. Before starting the determinations, the x-electrode was put for some time in quinhydrone solution, in order to obtain good results immediately from the very beginning. The potentials were compared on Whitston's bridge 15—25 seconds after quinhydrone had been added to the solution.

Many samples were treated with 10 per cent HCl to test their calcium carbonate content (at least 2—5 per cent). In case of effervescence the samples were marked HCl (+), if there was no ebullition of CO_2 — HCl (—).

The material comes chiefly from the Middle Devonian sandstone (Old Red) of the Gauja valley, whose cryptogamic flora was described by N. Malta (1926), as well as from the deciduous and mixed forests of the sandstone slopes, where, especially near the springs, the moss flora is very rich and the substrata widely different. Some material has also been collected on the dolomite of the Daugava near Salaspils and Koknese, in the moss-bogs of the dune district in the vicinity of Riga, in the grass - bogs near Ķemeri an Lake Usma, in the grass-and moss-bogs and mixed forests of the vicinity of Ruskolova (Latgale) and in some other places. The substrata of the identified sandstone herbarium material of N. Malta and of the Botanical Institute of the Latvian University were also used. For pH determinations more or less dried material was used, except in the case of peat and the substrata from wet peaty places, in which the pH determinations were mostly carried out immediately after they were taken to the laboratory. For the pH determinations the top layers of the substrata on which the mosses were growing, were used.

Ricciaceae.

Riccia species (except *R. fluitans*), usually grow on moist ploughed soils, on the sides of ditches, excavations and similar places. The acidity of the soil ranges from pH 5.0 to 7.1 (in $n/_2$ KCl solution pH 4.7 — 6.1), usually 6.0 — 6.5, for all tested samples HCl (—).

Riccia ciliata Hoffm. grows on moist ploughed soil, rich in humus, on sunny sites, pH 5.1 — 6.4.

R. bifurcata Hoffm. on sand rich in humus in excavations; pH 6.1 and 6.8.

R. glauca L. on loamy ploughed soil, pH 6.1—6.7.

R. sorocarpa Bischoff, on loamy sand, pH 5.7—6.9.

R. crystallina L., pH 5.7; 5.9; 7.1.

R. fluitans L., in Lake Pokrota, pH value of the water ranges from 6.7—7.0. pH values of *Riccia sp.* substratum on 8 different ploughed field soils ranges from 5.0—6.1, in $n/_2$ KCl solution pH values are 0.2—1.0 pH units less.

Ricciocarpus natans (L.) Corda has been found once in one of the arms of the Daugava near Riga. The water there was alkaline, its pH values 7.3—7.6.

Marchantiaceae.

The four Latvian *Marchantiaceae* grow both on calcareous and noncalcareous substrata. *Preissia* is a typical "calciphilous" plant, while the substrata of *Fegatella*, especially the moist sandstone, where it is found very often, do not contain much lime. Out of 37 substrata of *Fegatella* only two gave HCl (+). *Marchantia* grows on calcareous substratum, but very often also on a noncalcareous one (HCl-), but rich in electrolytes. The substrata of *Reboulia* and *Preissia* are neutral or alkaline, less often slightly acid, and their pH range is narrower than that of *Marchantia* and *Fegatella*. The substrata of the last two are in most cases neutral or acid, but not more acid than pH 4.7. Gams gives the pH range for *Marchantia* as 4.0—7.0. We did not find such acid substrata for *Marchantia* the most acid one showing pH 4.7.

Reboulia hemisphaerica (L.) Raddi was found on soil covering dolomite,*) pH values in two samples being 6.7 (pH value in $n/_2$ KCl solution 6.7) and 6.74.

Fegatella conica Corda grows in shady ravines on moist sandstone, on roots, in the vicinity of brooks and springs, etc., pH values ranges from 5.0—4.7 (in $n/_2$ KCl solution pH 5.0—7.5), for most samples pH values about 6.1—6.8.

---

*) Bambergs (1929) has analysed the dolomites of Koknese. Below is given an analysis of 3 samples (Nos. 55, 58, 59) in 10 per cent HCl extract in percentages:

	No. 55	No. 58	No. 59
CaO	31.12	28.60	26.12
MgO	21.07	18.96	16.76
$Fe_2O_3 + Al_2O_3$	0.54	1.10	1.24
K_2O	0.08	0.17	0.14
P_2O_5	0.007	0.008	0.019
SO_3	0.062	0.076	0.057

Preissia commutata Nees grows on peaty gravel soil, limestone, dolomite and sandstone containing lime. Most of the substrata show HCl (+), pH ranges from 6.1—7.8, (in $n/_2$ KCl solution pH 5.9—7.7). For the chief part of the samples the reaction of the substratum was neutral or alkaline, pH being 6.7—7.5.

Marchantia polymorpha L. grows mostly on a substratum rich in nutritive salts, as on moist rocks, on soil in the vicinity of springs, grass bogs, places where there has been a fire, etc., pH range from 4.7—7.7, in $n/_2$ KCl solution pH 5.5—7.5. About half the samples showed HCl (+).

Lilienstern (1928) has shown, that *Marchantia* in culture grows better on an acid substratum with pH 5.0 and 6.6 than on an alkaline one, pH 7.6. The assimilation of nitrogen is also better on an acid substratum. On the basis of her experiments Lilienstern explains the growth of *Marchantia* on places where there has been a fire thus: *Marchantia* prefers potassium, and some products of wood distillation, which are poisonous for other plants (competitors), except *Funaria*, have no bad effect upon it.

Jungermanniaceae anacrogynae.

In the Latvian flora of this group of liverworts only two species: *Aneura pinguis* (Malta and Strautmanis 1926) and *Pellia Fabbroniana* are found on calcareous substrata. Other species of *Aneura* and *Pellia*, as well as *Blasia* and *Fossombronia* are found usually on more or less acid substratum.

Aneura pinguis Dum. grows on calcareous soil, containing springs, pH range 7.1—7.8; for all samples HCl (+). It is found very often in the habitats of *Cladium mariscus* in grass bogs, containing springs, on peat*), also on soil, containing springs, where pH usually ranges 6.0—7.8. One sample, from Lake Pelcene, had pH 3.8, here *A. pinguis* was found on peat together with *Sphagnum rubellum*, *Sph. fuscum*, *Sph. recurvum*, *Dicranum Bergeri*, *Polytrichum strictum*, *Leptoscyphus anomalus*, *Blepharostoma trichophyllum*; another habitat of *Aneura pinguis* from the same lake, slightly decomposed peat, had pH 5.1. Koppe (1932) notes for this species pH 4.3—6.4.

A. incurvata Lindb. grows on moist sandy soil (Malta, Pleskava 1919) pH being 5.8 and 6.4. Koppe (1932) notes pH 4.3—6.4.

A. multifida (L.) Dum. pH 6.1.

---

*) According to Nomalis (1929) the peat of grass bogs contains: CaO — 1.80 — 4.50 p. c.; P_2O_5 — 0.06 — 0.35 p. c.; K_2O — 0.06 — 0.20 p. c., N — 1.21 — 3.73 p. c.

A. latifrons Lindb. usually grows on decaying wood and peat, pH range 4.4—5.9.

Pellia species grow on wet sandy or loamy soil, as well as on sandstone and calcareous substratum, pH range 3.9—7.6. *Pellia epiphylla* and *P. Neesiana* usually grow only on noncalcareous (HCl-) wet sandy soil and on wet noncalcareous (HCl-) sandstone. *Pellia Fabbroniana* is a calcicole and is found on wet loamy marl, wet calcareous sandstone and calcareous soil in the vicinity of springs.

Pellia epiphylla (L.) Lindb. is found on substrata whose pH range 4.7—6.6 (in $n/_2$ KCl solution pH 3.7—5.9), for most samples pH range from 5.1—6.0. For one sample, in determining pH for very dried-up sand rich in humus with alpha-dinitropenol it was 3.9.

P. Neesiana (Gott.) Limpr. The pH range of the substrata of this species was found to be 5.1—6.0 (in $n/_2$ KCl solution pH range 3.9—5.9). According to Koppe (1932) on sand pH 4.3—6.4.

P. Fabbroniana Raddi substrata were calcareous, all samples showing HCl(+) and pH range 6.0—7.6. For several samples with pH 6.7—7.6 in distilled water, the corresponding figures in $n/_2$ KCl solution were 6.7—7.5. Gams gives the pH range for this species as 6.8—9.0.

Blasia pusilla L. grows on moist sand on the sides of ditches and similar habitats, as well as on moist Middle Devonian sandstone, most of the samples being collected on sandstone, and is found also on the Lower Silurian sandstone in Esthonia. pH range 5.0—6.9 (in $n/_2$ KCl solution pH 4.7—6.9), for most of the samples pH 5.9—6.3. Out of 18 samples only two showed HCl (+).

Fossombronia Wondraczeki Dum. on mown field soil, pH for two samples 5.9 and 5.7, in $n/_2$ KCl solution pH 5.1 and 4.7 respectively. Koppe (1932) note pH 5.8.

Jungermanniaceae acrogynae.

In this group in the genera: *Haplozia*, *Lophozia* and *Scapania* are found species, which have adapted themselves to lime-containing substratum of slightly acid, neutral or alkaline reaction, as well as species which grow only on an acid substratum. But the greatest number of genera and species of *Jungermanniaceae acrogynae* are found only on acid or very acid substratum, more or less rich in humus, as *Sphenolobus, Leptoscyphus, Calypogeia, Cephalozia* (as well as *Cephaloziella), Lepidozia, Blepharostoma* and others.

Alicularia geoscypha De Not. grows on bare, hard soil, pH range 4.8—6.1, in n/2 KCl solution pH 3.9—4.7.

Eucalyx hyalinus (Lyell) Breidl. up to the present has been found only on wet sandstone (Malta and Strautmanis 1926), pH range 5.3—6.2, in n/2 KCl solution pH 4.9—5.7. For all samples HCl (—).

Haplozia species are found on sandstone *(H. sphaerocarpa)*, dolomite *(H. riparia)* and on moist soil, and wood; pH range 5.0—7.2, in n/2 KCl solution pH 4.5—6.6.

Haplozia sphaerocarpa (Hook.) Dum. on Middle Devonian sandstone, pH range (5.1), 5.5—6.1, in n/2 KCl solution pH 4.5—5.9, HCl (—).

H. riparia (Tayl.) Dum. on substratum containing varying quantity of lime, pH range for the five samples tested 6.0—7.2. *H. riparia* var. *rivularis* Bernet in rivers under water, on dolomite (Malta and Strautmanis 1926) as well as together with *Cinclidotus danubicus* in the Daugava on dolomite (Malta and Skuja 1927); pH of the water of the Daugava being about 7.5—8.0.

H. lanceolata (Schrad.) Dum. grows on moist soil, wood, moist sandstone (var. *prolifera*), pH range 5.3—6.3, in n/2 KCl solution pH 4.9—5.5, HCl (—).

Jamesoniella autumnalis (De Cand.) Steph. is common in forests on decaying wood and coarse humus, pH range 4.3—5.6 for the six samples tested.

Sphenolobus minutus (Crantz) Steph on Devonian sandstone very poor in lime, (for all samples tested HCl—), pH range 4.2—6.1, for most of the samples pH 5.0—6.1, in n/2 KCl solution pH range 3.9—5.2.

Sph. exectus (Schmid.) Steph. on sandstone, pH range 4.1—6.1, HCl (—).

Sph. exectiformis (Breidl.) Steph. pH range 4.8—5.5 for the four samples tested.

The pH range of *Lophozia* species is very wide, the substrata tested showing pH 3.9—7.5, in n/2 KCl solution pH 3.9—7.3. *L. barbata*, *L. longidens*, *L. ventricosa*, *L. bicrenata*, *L. excisa* and *L. incisa* grow on an acid (i. e. poor in lime) substratum, pH range 3.9—6.1, like the *Sphenolobus* species. The other group of *Lophozia* species: *L. Schultzi*, *L. Mülleri*, *L. heterocolpos* and *L. badensis* usually grow on substratum, containing a varying quantity of calcium carbonate which in the Latvian dolomite districts is often associated with magnesium

carbonate, the reaction being slightly acid, neutral or alkaline — pH range 5.5 — 7.5*).

Lophozia barbata (Schmid.) Dum. grows on sandy soil on slopes, shaded loose granite boulders (Malta 1921), pH range 3.9 — 5.9.

L. longidens (Lindb.) Macoun, pH of the sandstone being 4.5 and 6.0, and for one sample on the bark of an old tree — pH 5.2, for all samples HCl (—).

L. ventricosa (Dicks.) Dum. usually grows in woods on moist sand rich in humus, decayed wood (var. *porphyroleuca*), sandstone (Malta 1926), pH range of the substrata 4.3 — 6.1. The pH range of the Middle Devonian sandstone was 5.1 — 6.1. For all samples HCl (—).

L. bicrenata (Schmid.) Dum. on sand rich in humus, pH range 4.7 — 6.1.

L. excisa (Dicks.) Dum. on sand rich in humus, usually in pinewoods, pH range 4.9 — 5.8. Koppe (1932) notes pH 4.3 and 5.6.

L. incisa (Schrad.) Dum. on decaying wood, on stumps, pH range 3.9 — 4.7, and on sandstone pH range 4.6 — 6.1, in $n/_2$ KCl solution pH 4.0 — 6.0. Christophersen (1925) reports pH range as being 4.4 — 4.9.

L. Schultzi (Nees) Schiffn. on grass bog on the shore of Lake Pelcene, together with *Scorpidium scorpioides*, pH 7.2.

L. Mülleri (Nees) Dum. on Middle Devonian sandstone, pH range 6.1 — 6.7. Presumably in the dolomite districts of the Daugava and the Venta the reaction of the substratum of a higher lime content will be neutral or alkaline.

L. heterocolpos (Thed.) Howe on Middle Devonian sandstone, pH range 5.9 — 6.3, in $n/_2$ KCl solution pH 5.3 — 6.0, HCl (—).

L. badensis (Gott.) Schiffn. is found in the dolomite districts of the Daugava and the Venta (Malta and Strautm. 1926). pH range 5.2 — 7.4, in $n/_2$ KCl solution pH range 6.3 — 7.3.

Gymnocolea inflata (Huds.) Dum. is found on very acid substratum, such as peaty soil, peat**), pH range 3.7 — 5.2. According to Gessner in very acid peats pH ranges from 3.0 — 5.0. Christophersen (1925) gives for peat the pH range 3.8 — 5.3.

*) The fact that the reaction may be even slightly acid in spite of the substratum containing grains of limestone or dolomite is striking enough. This may be explained, perhaps, by admitting that the carbonates which dissolve more easily have already been extracted by water from the surface of the grains.

**) According to the investigations of Nomalis the peat of Latvian moss bogs contains: CaO — 0.15 — 0.65 p. c.; P_2O_5 — 0.04 — 0.12 p. c.; K_2O — 0.06 — 0.15 p. c.; N — 0.77 — 1,56 p. c.

Plagiochila asplenioides (L.) Dum grows on widely different substrata, such as sandy or gravelly soil, loose granite stones, sandstone, decaying wood etc., pH range 3.7 — 6.9 (7.2), in $n/_2$ KCl solution pH range 3.2 — 5.6. Out of some 50 samples 3 showed HCl (+). According to Rühl (1928) and Brandt (1933) pH 3.5 — 6.5.

Leptoscyphus Taylori (Hook.) Mitt. on Middle Devonian sandstone, pH range 4.5 — 5.5, HCl (—).

L. anomalus (Hook.) Lindb. in moss bogs on peat, or sandy peat soil, pH range 3.0 — 5.0, usually about 3.5 — 4.5. Christophersen gives for peat, where *L. anomalus* is growing, the pH range 3.8 — 4.4. Gessner gives the pH range of 3.0 — 4.0 for a bog, where together with *L. anomalus* also *Cephalozia fluitans* and *Loph. inflata* are growing.

The pH range for *Lophocolea* species was found 3.8 — 6.7 — — 7.0 for the samples tested. *L. heterophylla* being found mostly on acid substratum — decayed wood and slightly acid sandstone. *L. minor* is found in the Latvian dolomite districts (Malta and Strautmanis, 1926) on lime-containing soil.

Lophocolea bidentata (L.) Dum. on substratum with the pH range 4.7 — 6.9, in $n/_2$ KCl solution pH 4.8 — 5.6.

L. heterophylla (Schrad.) Dum. on substratum, whose pH range is 3.8 — 6.5, the pH range of sandstone being 4.7 — 6.5. For several samples the pH range in $n/_2$ KCl solution was 4.1 — 5.5.

L. minor Nees. on substrata with the pH range 5.3 — 7.0, the pH of the $n/_2$ KCl solution showing small difference from that of water suspension.

Chiloscyphus polyanthus (L.) Corda — pH range 4.8 — 6.7 for the seven samples tested.

Ch. pallescens (Ehrh.) Dum. — pH 4.6, 5.7 and 6.0, in $n/_2$ KCl solution pH 4.3 — 5.1. Christophersen gives the pH range 5.0 — 5.2.

Geocalyx graveolens Nees. grows on shaded, moist sandstone (Malta 1926 and 1927), the pH range of the substratum being 5.1 — 6.1; for all samples HCl (—).

Cephalozia species grow only on an acid substratum, such as the peat of mossbogs, decayed wood, sand rich in humus, loam etc., pH range 3.0 — 6.1.

Cephalozia bicuspidata (L.) Dum., — pH range for some substrata 3.5 — 6.0, in $n/_2$ KCl solution pH 2.8 — 5.1, HCl (—). Christophersen (1925) gives pH 5.2 — 5.3 for peat; Koppe (1932) supports pH 5.9, 5.8 and 6.4.

C. pleniceps (Aust.) Lindb., on Devonian sandstone, pH 5.2 and 6.0, in $n/_2$ KCl solution pH 4.2 and 4.9, HCl (—).

C. connivens (Dicks.) Spruce, in moos bogs, usually on peat, pH range 3.3 — 5.0.

C. media Lindb. on peat, pH 3.7; 4.2; 5.8.

C. fluitans (Nees) Spruce, in bogs, sometimes together with *Gymnocolea inflata* pH 4.0; 4.3; 4.9. Allorge (1925) gives the pH range 4.9 — 5.4. Gessner has found it in bogs with the pH range 3.0 — 4.0.

Odontoschisma denudatum (Nees.) Dum., on peat in bogs, on decayed wood or sand rich in humus, pH 3.9; 4.2; 4.5; 4.7.

The two most widely distributed *Calypogeia* species (*C. Neesiana* and *C. Trichomanis*) usually grow on an acid substratum poor in lime, such as peat of moss bogs, sand rich in humus, decayed wood, moist sandstone, etc., pH of the substrata range 3.0 — 5.1.

Calypogeia Neesiana (Mass. et Car.) K. Müller — pH range 3.9 — 5.1, for most of the samples pH 4.0 — 4.5, in $n/_2$ KCl solution pH 3.3 — 4.4, HCl (—).

C. Trichomanis (L.) Corda — pH range 3.5 — 4.7, in $n/_2$ KCl solution pH range 2.8 — 3.7, HCl (—).

Pleuroschisma trilobatum (L.) Dum. on forest soil, Devonian sandstone, etc., pH range 3.9 — 5.3 for the seven samples tested, HCl (—).

The two widely distributed *Lepidozia* species usually grow on an acid substratum, rich in humus, the pH range 3.5 — 6.1.

Lepidozia reptans (L.) Dum. is common on decayed wood, peat and also sandstone in the wide pH range of 3.6 — 6.6, in $n/_2$ KCl solution pH range 2.9 — 6.0. For the majority of sandstone samples pH range 4.1 — 6.6 in $n/_2$ KCl solution pH 4.0 — 6.0, HCl (—).

Lepidozia setacea (Web.) Mitt. grows in moss bogs, on a substratum poor in nutritive salts (Nomalis 1929/1931), pH of the samples tested being 3.5; 3.8; 4.17; 4.2; 4.27. According to Allorge (1925) the pH range of this species is 4.0 — 4.6.

Blepharostoma trichophyllum (L.) Dum. is widely distributed, usually together in turf with other mosses, usually grows on decayed wood, on humus in deciduous and mixed forests, granite boulders, Devonian sandstone, has a wide pH range: from 3.6 — 6.1, in KCl solution pH range 3.3 — 5.3; pH range of the sandstone was 4.1 — 6.1, in KCl solution pH 3.3 — 5.3, HCl (—).

Ptilidium ciliare (L.) Hampe, on sand rich in humus, pH 4.44 and 4.49. Christophersen (1925) gives the pH range of the substratum 3.6—4.3.

Trichocolea tomentella (Ehrh.) Dum., on sand rich in humus, pH 5.43.

The numerous *Scapania* species grow on widely different substrata, some on silica rocks i. e. sandstone, as e. g. *Sc. curta*, *Sc. nemorosa*, *Sc. lingulata* (N. Malta 1926), others on calcareous substratum, or sand rich in humus, on loam, in bogs, etc. The substrata we have tested show pH range 4.7—6.3, in $n/_2$ KCl solution pH 3.9—5.6. As the identification of the species of *Scapania* is difficult, we are giving here some figures of the hydrogen ion concentration of the substrata for some species, which, except the figures for *Scapania* sp. and for some *Sc. irrigua* and *Sc. curta,* are found in testing soils, which together with the plants were taken from herbarium material.

Scapania curta (Mart.) Dum. pH range 4.8—5.7, in $n/_2$ KCl solution pH 4.0—4.5.

Sc. lingulata Buch., sandstone, pH 5.1, HCl (—).

Sc. irrigua (Nees.) Dum. in peaty places, on sandstone, pH range 4.9—6.3 for the seven samples tested. Christophersen (1925) gives pH range 5.0—5.3, Koppe (1932) supports pH 5.4—6.4.

Sc. calcicola (Arn. et Perss.) Ingham: on Devonian sandstone, pH 5.5 and 6.5.

Sc. nemorosa Dum. — pH range 4.7—5.8.

Scapania sp., material chiefly from sandstone, pH range 4.7—5.9, HCl (—).

Radula complanata (L.) Dum., common on trunks of deciduous trees, pH range of the bark 5.5—6.0.

Madotheca platyphylla (L.) Dum. — pH of the bark of deciduous trees 6.0 and 6.2.

M. Cordaeana (Hüb.) Dum., pH 5.4 and 6.3.

Frullania dilatata (L.) Dum., bark of deciduous trees, pH range 5.2—5.8.

Leujenea cavifolia (Erh.) Lindb. — pH range 5.1—6.0.

Anthoceros punctatus (L.) usually grows on stubble fields, pH range 5.9—6.9, in $n/_2$ KCl solution pH range 4.7—6.1 (HCl (—).

In the following table the species are arranged in systematic order and the number of samples tested is given in the corresponding pH column.

	pH range									
	3.0—3.5	3.6—4.0	4.1—4.5	4.6—5.0	5.1—5.5	5.6—6.0	6.1—6.5	6.6—7.0	7.1—7.5	7.6—8.0
Ricciaceae										
Riccia ciliata	—	—	—	—	2	—	2		—	—
Riccia bifurca	—	—	—	—	—		1	1	—	
Riccia glauca	—	—	—	—	—	—	5	1	—	—
Riccia sorocarpa	—	—	—	—	—	1	3	2	—	—
Riccia crystallina	—		—	—	—	2	—	—	1	—
Riccia sp.	—	—	—	—	1	4	2	—	—	—
Marchantiaceae										
Reboulia hemisphaerica	—	—	—	—	—	—	—	2		
Fegatella conica	—	—	—	1	—	4	23	12	5	1
Preissia commutata	—	—	—	—	—	—	6	5	15	4
Marchantia polymorpha	—	—	—	2	1	3	7	3	9	1
Jungerm. anacrogynae										
Aneura pinguis	—	1	—	—	1	—	2	2	11	3
Aneura incurvata	—	—	—	—	—	1	1	—	—	—
Aneura multifida	—	—	—	—	—	—	1	—	—	—
Aneura latifrons	—	—	1	1	—	1	—	—	—	—
Pellia epiphylla	—	1	—	1	4	4	2	2	—	—
Pellia Neesiana	—	—	—	—	5	1	4	—	—	—
Pellia Fabbroniana	—	—	—	—	—	1	3	5	5	1
Pellia sp.	—	—	—	—	1	1	—	4	1	—
Blasia pusilla	—	—	—	1	1	7	8	2	—	—
Fossombronia Wondraczeki	—	—	—	—	—	2	—	—	—	—
Jungerm. acrogynae										
Alicularia geoscypha	—	—	—	1	6	2	1	—	—	—
Eucalyx hyalinus	—	—	—	—	2	1	10	—	—	—
Haplozia sphaerocarpa	—	—	—	—	1	3	3	—	—	—
Haplozia riparia	—	—	—	—	—	1	1	2	1	—
Haplozia lanceolata	—	—	—	—	1	3	3	—	—	—
Jamesoniella autumnalis	—	—	1	4	—	1	—	—	—	—
Sphenolobus minutus	—	—	2	2	9	8	4	—	—	—
Sphenolobus exectus	—	—	1	1	2	2	1	—	—	—
Sphenolobus exectiformis	—	—	—	2	2	—	—	—	—	—
Lophozia barbata	—	1	1	5	7	4	—	—	—	—
Lophozia longidens	—	—	1	—	1	1	—	—	—	—
Lophozia ventricosa	—	—	1	3	9	4	1	—	—	—

	pH range									
	3.0—3.5	3.6—4.0	4.1—4.5	4.6—5.0	5.1—5.5	5.6—6.0	6.1—6.5	6.6—7.0	7.1—7.5	7.6—8.0
Lophozia bicrenata	—	—	—	2	2	—	1	—	—	—
Lophozia excisa	—	—	—	2	9	1	—	—	—	—
Lophozia incisa	—	1	2	7	11	7	2	—	—	—
Lophozia Schultzi	—	—	—	—	—	—	—	—	1	—
Lophozia Mülleri	—	—	—	—	—	—	4	1	—	—
Lophozia heterocolpos	—	—	—	—	—	4	1	—	—	—
Lophozia badensis	—	—	—	—	—	2	4	—	5	—
Lophozia sp.	—	1	2	3	2	—	1	—	—	—
Gymnocolea inflata	—	1	4	2	1	—	—	—	—	—
Plagiochila asplenioides	—	2	7	9	17	15	8	3	1	—
Leptoscyphus Taylori	—	—	1	1	1	—	—	—	—	—
Leptoscyphus anomalus	4	7	11	1	—	—	—	—	—	—
Lophocolea bidentata	—	—	—	1	2	3	—	1	—	—
Lophocolea heterophylla	—	1	1	5	1	3	4	—	—	—
Lophocolea minor	—	—	—	—	3	3	2	3	—	—
Chiloscyphus polyanthus	—	—	—	2	1	—	2	2	—	—
Chiloscyphus pallescens	—	—	—	1	—	1	1	—	—	—
Geocalyx graveolens	—	—	—	—	5	3	1	—	—	—
Cephalozia bicuspidata	1	1	4	8	5	5	—	—	—	—
Cephalozia pleniceps	—	—	—	—	1	1	—	—	—	—
Cephalozia connivens	1	1	2	3	—	—	—	—	—	—
Cephalozia media	—	1	1	—	—	1	—	—	—	—
Cephalozia fluitans	—	—	2	2	—	—	—	—	—	—
Cephalozia sp.	2	1	3	1	3	2	1	—	—	—
Odontoschisma denudatum	—	1	1	3	—	—	—	—	—	—
Calypogeia Neesiana	—	2	8	2	2	—	—	—	—	—
Calypogeia Trichomanis	1	4	5	3	—	—	—	—	—	—
Calypogeia sp.	1	2	3	1	—	—	—	—	—	—
Pleuroschisma trilobatum	—	1	1	2	3	—	—	—	—	—
Lepidozia reptans	—	4	7	8	17	9	2	1	—	—
Lepidozia setacea	1	2	4	—	—	—	—	—	—	—
Blepharostoma trichophyllum	—	2	4	6	10	6	2	—	—	—
Ptilidium ciliare	—	—	2	—	—	—	—	—	—	—
Trichocolea tomentella	—	—	—	—	1	—	—	—	—	—
Scapania curta	—	—	—	1	9	2	—	—	—	—
Scapania lingulata	—	—	—	—	1	—	—	—	—	—
Scapania calcicola	—	—	—	—	1	—	1	—	—	—
Scapania nemorosa	—	—	—	2	2	3	—	—	—	—
Scapania sp.	—	—	—	6	3	2	—	—	—	—
Radula complanata	—	—	—	—	2	5	—	—	—	—
Madotheca platyphylla	—	—	—	—	—	1	1	—	—	—
Madotheca Cordaeana	—	—	—	—	1	—	1	—	—	—
Frullania dilatata	—	—	—	—	5	1	—	—	—	—
Lejeunea cavifolia	—	—	—	—	2	3	—	—	—	—
Anthoceros punctatus	—	—	—	—	—	2	4	1	—	—

In our flora in the groups of *Ricciaceae, Marchantiaceae* and partly also *Jungerm. anacrogynae* most species grow on slightly acid, neutral or alkaline substratum, while a great number of species of *Jungerm. acrogynae* are found on acid or even very acid substratum, and only a small number of species on a neutral or alkaline one. The following data, as well as those of the table on page 12 and 13 show more or less clearly (although the number of samples tested was insufficient for complete demonstration) that there is a correlation between the acidity of the substratum and the distribution of liverworts, which is characterised by the pH range of the substratum, on which the species is found in natural conditions.

A. Hepaticae on substrata with a wide pH range:

Fegatella conica	pH 5.0—7.7
Marchantia polymorpha . .	„ 4.7—7.7
Aneura pinguis	„ 3.8—7.8
Pellia epiphylla	„ 3.9—6.6
Lophozia incisa	„ 3.9—6.1
Plagiochila asplenioides . . .	„ 3.7—6.9 (7.2)
Lophocolea heterophylla . .	„ 3.8—6.5
Cephalozia bicuspidata . . .	„ 3.5—6.0
Lepidozia reptans	„ 3.6—6.6
Blepharostoma trichophyllum	„ 3.6—6.1

B. The range of the pH of the substratum is narrower, substratum nearly always containing $CaCO_3$ (HCl+) and the reaction being slightly acid, nearly neutral or alkaline:

Preissia commutata .	pH 6.1—7.8
Pellia Fabbroniana .	„ 6.0—7.0
Haplozia riparia . .	„ 6.0—7.2
Lophozia badensis .	„ 5.2—7.4

To this calciphilic group belong also *Lophozia Mülleri, L. Schultzi, Lophocolea minor* (pH 5.3—7.0), *Scapania calcicola* and others.

C. For most of the hepaticae the substratum is acid, more rarely neutral (pH 5.0—6.6—7.0) and does not contain much $CaCO_3$, usually HCl (—), e. g. the substrata of *Anthoceros* and *Riccia* species, and also:

Pellia Neesiana	pH 5.1—6.0
Blasia pusilla	„ 5.0—6.9
Eucalyx hyalinus	„ 5.3—6.2
Haplozia sphaerocarpa . .	„ 5.1—6.1
Haplozia lanceolata . . .	„ 5.3—6.3
Lophozia heterocolpos . .	„ 5.9—6.3
Lophocolea minor	„ 5.3—7.0
Geocalyx graveolens . . .	„ 5.1—6.1

For other species pH reaches 4.0:

Alicularia geoscypha . .	pH 4.8—6.1
Jamesoniella autumnalis .	„ 4.3—5.6
Sphenolobus minutus . .	„ 4.2—6.1
Sphenolobus exectus . . .	„ 4.1—6.1
„ *exectiformis* .	„ 4.8—5.5
Lophozia longidens . . .	„ 4.5—6.0
„ *ventricosa* . . .	„ 4.3—6.1
„ *excisa*	„ 4.9—5.8
Leptoscyphus Taylori . .	„ 4.5—5.5
Scapania curta	„ 4.8—5.7
„ *nemorosa* . . .	„ 4.7—5.8

The greatest number in this pH range, except *Anthoceros* and *Riccia* species and some others (*Jamesoniella* and *Sphenol. exectiformis*) usually grow on moist Devonian sandstone (Old Red). J. Vītiņš (1924) has analysed sandstone from Sigulda and has found: K_2O — 1.1p. c.; Na_2O — 0.03 p. c.; CaO 0.039 p. c.; P_2O_5 — 0.023 p. c. Very often waters which run over the sandstone as well as those which percolate through it deposit on the surface of the rock a more or less thick layer of $CaCO_3$, and thus on such sandstone of neutral or alkaline reaction are found very often Hepaticae, which are common only on calcareous substrata.

D. The substratum of Hepaticae, which grow on peat, sand rich in humus, decayed wood is nearly always acid (pH 4.0—5.0) or very acid (pH 3.0—4.0) e. g.:

Lophozia incisa	pH 3.9—4.7
Gymnocolea inflata . . .	„ 3.7—5.2
Leptoscyphus anomalus .	„ 3.0—5.0
Cephalozia connivens . .	„ 3.3—5.0
Odontoschisma denudatum	„ 3.9—4.7
Calypogeia Neesiana . . .	„ 3.9—5.1
„ *Trichomanis* .	„ 3.5—4.7
Lepidozia reptans	„ 3.6—6.1
„ *setacea*	„ 3.5—4.3

Literature.

Allorge, M. P. Variations du pH dans quelques toubières 'a Sphaignes du centre et de l'ouest de la France. Compt. rend. des sèances de l'Acad. des Sci. Paris 181, 1925.

Arrhenius, O. Kalkfrage, Bodenreaktion und Pflanzenwachstum. 1926.

Bambergs, K. Kaļķošanas un augsnes uzlabošanas materiāli. Lauku darbs un zinātne 1929.

Brandt, A. Ueber die Vegetation des Naturparks von Hiisjärvi. Silva Fennica 32, 1933.

Biilman, E. On the measurement of hydrogenion concentrations in soil by means of the quinhydronelektrode. The Journ. of Agric. Sci. Vol. XIV, 1924.

Christophersen, E. Soil reaction and Plant distribution in the Sylene National Park Norway. Transact. of the Connecticut Acad. of Arts and Sciences. Vol. 27, 1925.

Clark. W. M. The determination of hydrogen ions. Baltimore, 1923.

Dop, P. et Chaloud, G. Conc. en ions hydrog. de quelques sols a Hep. C. r. Congrès Ass. Fr. etc., Lyon 1926.

Gams, H. Geschichte, Aufbau und Pflanzendecke des Zehlaubruches. Schrift der Phys. — ökonom. Ges. zu Königsberg. Bd 66 H. 1. 1929.

Gessner, F. Die Biologie der Moorseen. Arch. f. Hydrobiologie. Bd 20, 1929.

Hatos, G. A. Zeitpunkt der Ablesung des Potentials der Chinhydronelektrode bei der Bestimmung des pH - Wertes von Böden. Zeitschr. f. Pflanzenernährung, Düngung u. Bodenkunde Bd. 24, 1932.

Kālis, E. *Ricciocarpus natans* (L.) Corda bei Riga. Acta Horti Bot. Univ. Latv. I, H. 1. 1926.

Kappen, H. Die Bodenazidität. Berlin 1929.

Koppe, F. Eine Moosgesellschaft des feuchten Sandes. Ber. d. deutsch. bot. Ges. Bd. L., H. 10. 1932.

Krūmiņš, K. Reakcijas noteikšanas metodes un Latvijas augšņu reakcija. Lauku darbs un zinātne. Rīgā, 1929.

Lilienstern, M. Physiologische Untersuchung über *Marchantia polymorpha* L. in Reinkultur. Ber. d. deutsch. bot. Ges. Bd. 46. 1928.

— — Physiologische Untersuchungen über die Ursachen des Verkommens von *Marchantia polymorpha* L. auf Feuerstätten. Ber. d. deutsch. bot. Ges. Bd. 47, 1929.

Malta, N. Beiträge zur Moosflora des Gouvernements Pleskau. Riga 1919.

— — Oekologische und floristische Studien über Granitblockmoose in Lettland. Acta Univ. Latviensis I, 1921.

— — Die Kryptogamenflora der Sandsteinfelsen in Lettland. Acta Horti Bot. Univ. Latv. Bd. I, H. 1, 1926.

Malta, N. u. Strautmanis, J. Uebersicht der Moosflora des Ostbaltischen Gebietes. Acta Horti Bot. Univ. Latv. Bd. I, H. 2/3. 1926.

Mevius, W. Die Bestimmung des Fruchtbarkeitszustandes des Bodens auf Grund des natürlichen Pflanzenbestandes. Handbuch der Bodenkunde. Bd. 8, 1931.

Michaelis, L. u. Rona P. Prakt. der physikalischen Chemie. Berlin, 1930.

Müller, K. Die Lebermoose. Abt. I u. II in Rabenh. Kryptog. - Flora 1906—1916.

Nomals, P. Waters from Lakes of Peat Lands in Eastern Part of Latvia. Acta Univ. Latviensis p. 409—507. 1929/31.

Paul, H. Beitrag zur Oekologie der Lebermoose, Bryol. Zeitschrift. Bd. I. 1916.

Rühl, A. Untersuchungen über die Humusazidität einiger Süd-Estländischer Wälder. Sitzungsber. der Naturf. Ges. Bd. 35. 1928.

Sörensen, S. P. L. Enzymstudien II. Biochem. Zeitschr. 1909.

Vītiņš, J. Latvijas smiltis un smilts zemes. Zemk. min. Mežu dep. izdev. Rīgā, 1924.

— — Zemes mācība. Rīgā, 1927.

— — A Brief Survey of Soil Investigations in Latvia. Riga, 1927.

Warnstorf, C. Leber - u. Torfmoose in Kryptogamenflora der Mark Brandenburg. Bd. I. 1903.

Materiāli sūnu ekoloģijai I.

Aknu sūnu substrātu aciditāte.

Arv. Apinis u. A. M. Diogucs.

Augu substrāta reakcija dabā, tāpat arī eksperimentos ar sintetisku barošanas vidi ir bijis tieši vai netieši, vairāk vai mazāk akūts jautājums sen. Tas daudz diskutēts netieši, sakarā ar t. s. „kaļķaugu" un „silikataugu" jautājumu, jau pagājušā gadu simtenī, kad arī parādījās daži eksperimentāli darbi. Tomēr attiecīgos apstākļus varēja sākt atrisināt pēc Sörensen'a (1909), kad bij izstrādātas prēcīzas metodes reakcijas (H ionu koncentrācijas resp. pH) mērošanai un pietiekoši skaidri uzsvērta tās nozīme bioloģijā. Pēc tam šīs metodes ar panākumiem izlietoja arī ekoloģijā augsnas aciditātes noteikšanai un vesela rinda darbu šai virzienā parādījās pēc pasaules kara. Un tā sen diskutētais "kaļķaugu" un „silikataugu" jautājums, pa lielākai daļai, tagad ir kļuvis vienīgi reakcijas problēma.

Ekoloģijā substrata reakcijas lieta ir nostādīta vairāk vai mazāk konkrēti, atkarībā no tā, cik labi attiecīgā augu grupa vai atsevišķa suga šai ziņā ir pētīta. Gadījumos, kad iet runa par šī faktora nozīmi augu izplatībā, iepriekš nepieciešami ir jāzina pH variācija resp. pH-intervāls un optimums, kādā attiecīgā sistēmatiski-bioloģiskā vienība (suga) var augt dabā. Tādā nolūkā šim mērķim arī sniegti darbā materiāli par Latvijas aknu sūnu substrātu aciditāti, neskarot te sīko sist.-bioloģisko vienību (ekotipu) ekoloģiju.

Vērtīgus aizrādījumus par aknu sūnu substrāta aciditāti atrodam Allorge (1925), Christophersen (1925), Dop u. Chaloud'a (1926), Gams (1929) un Klapp (1933) darbos. Pirms tam, bet sevišķi vēlāk, atsevišķi dati sastopami izkaisīti literātūrā. Bieži arī šie dati, attiecībā uz aknu sūnām, nav izlietojami vai izlietojami pa daļai, vienkārši tā iemesla dēļ, ka parasti paraugi ņemti H-ionu noteikšanām augstāko augu sakņu horizontā (ap 10—20 cm dziļumā), kur bieži reakcija citāda kā augsnas virspusē, kur aug aknu sūnas.

Substrātu aciditāte noteikta kolorimetriski „Hellige" komparātorā lietojot krāsu ripas kā standartus. Daļa paraugu noteikta elektrometriski ar chinhydrona elektrodi. Tā kā institūtam nebija līdzekļu iegādāties dārgo aparātu elektrometriskai pH noteikšanai, tika L. Ū. Fizikas institūtā izgatavota aparātūra samērā niecīgiem līdzekļiem.

Pa lielākai daļai aciditāte noteikta pilnīgi izžuvušiem paraugiem, kas ievākti lielākā skaitā no Gaujas ielejas vidusdevona smilšakmeņa, lapu koku un jauktiem mežiem nokārēs, jo te bagāta sūnu flōra un liela substrātu dažādība. Materiāls tika vākts arī Daugavas kaļķakmens apgabalā pie Salaspils un Kokneses, Rīgas apkārtnes kāpu rajonā un purvos, zāļu purvos pie Ķemeriem un Usmas ezera, Ruskalavas apkārtnē un citās vietās. Bez tam plaši tika izlietoti prof. N. Maltas un L. Ū. Botanikas institūta noteiktie (sevišķi smilšakmens) herbāra materiālu substrāti.

Darba rezultāts, kā to sekojošie piemēri, tāpat kā iepriekš minētais angļu tekstā, dod ieskatu, ka pastāv sakarība starp substrāta aciditāti un aknu sūnu izplatību, ko raksturo substrāta pH-intervals kāda attiecīgā suga aug dabā.

Aknu sūnas ar plašu substrāta reakcijas pH-intervalu ir sekošas: *Fegatella conica* pH 5.0—7.7, *Marchantia polymorpha* pH 4.7—7.7, *Aneura pinquis* pH 3.8—7.8, *Plagiochila asplenioides* pH 3.7—7.2, *Lophocolea heterophylla* pH 3.8—6.5, *Lepidozia reptans* pH 3.6—6.6, *Blepharostoma trichophyllum* pH 3.6—6.1.

Dažas sugas, kā *Plagiochila asplenioides*, *Cephalozia bicuspidata* u. c., kas attiecībā uz substrāta aciditāti ir indiferentas, patiesībā var izrādīties, ka tas tā nemaz nav. Šīs atsevišķās sugas ir izveidojušas rases, t. s. ekotipus, kas arī ārējās iezīmēs ir atšķirami, kā piemēram *Plagiochila asplenioides*, *Lophocolea hetorophylla*, *Cephalozia bicuspidata* varietātes un formas. Te atsevišķās rases pieskaņojušās noteiktam šaurākam pH-intervalam, bet sugas jēdzienā visas kopā, dod plašu pH-intervalu. Saprotams, jautājuma pilnīgu atrisinājumu, katrā atsevišķā gadījumā, var dot tikai attiecīgie pētījumi nākotnē.

Citām aknu sūnām substrāta reakcijas pH-intervals šaurāks; substrāts gandrīz vienmēr satur $CaC0_3$ lielākā daudzumā un reakcija pat vāji skāba, vai parasti neutrāla un alkāliska: *Preissia commutata* pH 6.1—7.8, *Pellia Fabbroniana* pH 6.0—7.0, *Haplozia riparia* pH 6.0—7.2, *Lophozia badensis* pH 5.2—7.4. Šajā „kaļķu sūnu" grupā ieskaitāmas vēl *Lophozia Mülleri*, *L. Schultzi*, *Lophocolea minor*, *Scapania calcicola* un citas.

Lielākam aknu sūnu skaitam substrāts ir mēreni skābs, retāki neutrāls (pH 5.0—6.6—7.0) un $CaC0_3$ parasti nesatur lielākā daudzumā, kā piem. *Anthoceros* un *Riccia* sugu substrāti un tāpat *Blasia pusilla* pH 5.0—6.9, *Pellia Neesiana* pH 5.1—6.0, *Eucalyx hyalinus* pH 5.3—6.2, *Haplozia sphaerocarpa* pH 5.1—6.1, *Lophocolea minor* pH 5.3—7.0 u. c.

Tālāk citām sugām substrāts var būt vēl skābāks un sasniedz pH 4.0, kā piemēram *Jamesoniella autumnalis* pH 4.3 – 5.6, *Sphenolobus minutus* pH 4.2 — 6.1, *Sph. exectus* pH 4.1 — 6.1, *Lophozia longidens* pH 4.5 — 6.0, *L. ventricosa* pH 4.3 — 6.1, *L. excisa* pH 4.9 — 5.8, *Leptoscyphus Taylori* pH 4.5 — 5.5, *Scapania curta* pH 4.8 — 5.7, *Sc. nemorosa* pH 4.7 — 5.8. Lielākā daļa no tām, atskaitot *Anthoceros* un *Riccia* sugas, aug parasti šajā pH-intervalā uz vidusdevona smilšakmens.

Substrāts vienmēr skābs (pH ap 4.0 — 5.0), vai ļoti skābs (pH 3.0 — 4.0), aknu sūnām, kas parasti aug uz kūdras, satrunējušiem kokiem un humusvielām bagātas minerālzemes, kā piemēram *Lophozia incisa* pH 3.9 — 4.7, *Gymnocolea inflata* pH 3.7 — 5.2, *Leptoscyphus anomalus* pH 3.0 — 5.0, *Cephalozia connivens* pH 3.3 — 5.0, *Calypogeia Trichomanis* pH 3.5 — 4.7, *Lepidozia reptans* pH 3.6 — 6.1 un *L. setacea* pH 3.5 — 4.3.

Beigās atrodam par jo patīkamu pienākumu izteikt L. Ū. Botānikas institūta direktoram prof. N. Maltam dziļāko pateicību par pētījuma atbalstīšanu ar darbā nepieciešamiem līdzekļiem, no viņa rīcībā esošām nelielām summām, kā arī par sava personīgā herbārija nodošanu mūsu lietošanā. Tāpat izjusti pateicamies L. Ū. Fizikas institūta direktoram doc. Fr. Gulbim, kā arī priv. doc. R. Siksnas un pal. asist. R. Krastiņa kungiem, par sniegto padomu aparātu gatavojot, bet jo sevišķi L. Freija jkdzei par latviešu teksta tulkojumu.

Die Flechte Coenogonium nigrum (Huds.) Zahlbr. und ihre Gonidie.

Von H. Skuja und Margarita Ore.

Schon bei den ersten orientierenden Untersuchungen über die Kryptogamenflora der Sandsteinfelsen in Lettland fiel den Teilnehmern der Exkursionen, besonders auf Felsen an verschiedenen Stellen im Gauja-Tal, die sammetartigen fast schwarzen lockeren Ueberzüge einer Flechte auf, die später von Wainio als *Cystocoleus ebeneus* (Dillw.) Thw. bestimmt wurde. Da aber bei *Cystocoleus,* der bis vor kurzem als Synonym allein zu *Racodium* galt, als Gonidie eine *Cladophora* angegeben wird, unsere Flechte dagegen unverkennbar *Trentepohlia* als solche trug, wurde die fragliche Pflanze noch Zahlbruckner, Wien, zugesandt, der sie als *Coenogonium germanicum* Glück erkannte. Um hierüber mehr an Klarheit zu gewinnen, beschlossen wir die Gonidie unserer Flechte zu isolieren und in Reinkultur näher zu untersuchen. Diese Aufgabe ist nun schon seit einigen Jahren erfüllt worden, die Ergebnisse kommen allerdings aus mehreren Gründen erst jetzt zur Veröffentlichung. Inzwischen ist aber die interessante Arbeit Schade's erschienen, die mehreres auch zur Klärung der von uns gestellten Fragen und Aufgaben über die habituell so ziemlich ähnlichen Flechten, wie die beiden europäischen Coenogoniaceen — das in Lettlands noch nicht nachgewiesene *Racodium rupestre* und unser *Coenogonium* beiträgt. Hier sei hervorgehoben, dass es der Verdienst Glück's ist, diese letztere, früher fast allgemein für eine Alge gehaltene Pflanze, als Angehörige der genannten Flechtengattung erkannt zu haben. Im Anschluss an die wichtige Arbeit von Glück, auch diese von Simmer, sowie die mehr nomenklatorische Untersuchung Smith's (1906), hat nun Zahlbruckner gezeigt, dass die in Rede stehende Flechte, die schon längst als *Byssus nigra* Hudson, *Conferva ebenea* Dillwyn, *Chroolepus ebeneus* Agardh, *Cystocoleus ebeneus* (Dillwyn) Thwaites, endlich auch als *Coenogonium germanicum* Glück und *C. ebeneum* (Dillw.) Smith bekannt ist, eigentlich *C. nigrum* (Huds.) heissen muss. Auf die Prioritätsfrage bzw. die Nomenklatur der Pflanze brauchen wir demnach hier nicht mehr näher einzugehen. Somit können wir uns gleich unseren eigenen Beobachtungen und Untersuchungen zuwenden.

1. Die Flechte.

Nach Material aus unserem Gebiete bildet die Pflanze sowohl kleine Räschen, wie auch weit ausgedehnte zusammengeflossene sammet- bzw. auch watteartige schwarzbraune und schwarze bis 7, gewöhnlich jedoch nur 3 oder 5 mm dicke Ueberzüge und Polster. Der meist hellere bräunliche untere Teil der Ueberzüge ist gewöhlich abgestorben. Unter diesem ist das Substrat bzw. der Sandsteinfelsen meist mit weisser kalkartiger Kruste bedeckt, die allerdings keineswegs aus Kalciumcarbonat besteht. Die Ueberzüge sind aus Verflechtung zahlreicher bis 5 oder 7 mm langer, wenig und seitlich verzweigter zerbrechlicher Thallusfäden der Pflanze entstanden, von denen ein Teil mehr auf dem Substrat kriechend sich ausbreitet und von hier aufrechte Zweige absendet. Die hauptsächlich durch Spitzenwachstum sich verlängernden Thallusfäden haben höckerige Oberfläche und zeigen an älteren Teilen in einem Abstand von 19—27 μ häufige Verengungen und knotige Anschwellungen, wodurch sie mehr oder minder regelmässig gegliedert erscheinen. Ihre Dicke schwankt zwischen 10 bis 16 μ, an älteren Knoten sogar bis 27 μ. Die Verengungen der Thallusfäden entsprechen im grossen und ganzen den Querwandstellen der Gonidiealge, die Anschwellungen den tonnenförmigen Zellen der Alge selbst.

Die graubraunen oder mehr olivgrauen häufig anastomosierenden Pilzhyphen sind infolge der vielen darmartigen Ausstülpungen und seitlichen Auswüchsen und Sprossungen von ziemlich wechselnder Dicke, von 2,5—3 μ an den Querwänden bis 4 oder sogar 6 μ an den Höckern*); die Gliederzellen der Hyphen sind 15—27 μ lang. Die Hyphen überziehen die Alge entweder fast geradlinig oder mehr verbogen rechts- bzw. auch linksläufig, zuweilen in jüngeren Thallusteilen etwas lückenhaft. In Uebereinstimmung mit den Befunden von Glück, Simmer und Schade, wird die einschichtige Thallusrinde auch bei unserer Form von etwa 8—12 und mehr pericentralen Pilzhyphen gebildet. Etwaige Fruktifikationsorgane an der Pilzkomponente konnten nicht nachgewiesen werden.

Ausser den eben besprochenen Hyphen des Hauptpilzes lassen sich bei unserer Flechte fast immer, in den Rinnen zwischen den dunklen dickeren Haupthyphen verlaufend, diese eines anderen Pilzes erkennen; es handelt sich um fast farblose oder leicht bräunliche bis 1 μ breite spärlich verzweigte und meist überall gleich dicke Hyphen. Die Beziehungen dieses Pilzes zu

*) Ganz abweichend ist die von Simmer (1900) angegebene Dicke der Hyphen, die etwa 0,6—09 μ dick sein sollen. Offenbar beruht diese unverständliche Angabe, wie auch Schade es annimmt, auf einem Schreibfehler.

unserer Flechte sind noch ganz fraglich; möglicherweise aber haben wir es hier mit einem Parasymbionten von *C. nigrum* zu tun. Auch Schade betont das Vorhandensein von mindestens zwei verschiedenartigen Hyphen an der sächsichen Form von *C. nigrum*.

Die Gonidie durchschimmert die dunkle Hyphenrinde stellenweise so ziemlich. Ihre tonnenförmigen bis bauchig angeschwollenen Gliederzellen sind an den Querwänden 4—5, in der Mitte 8—17 μ dick und (11)—19—27—(34) μ lang; der Zellinhalt ist reich an grossen orangen Tropfen des Hämatochroms. Irgendwelche Reproduktionsorgane bei der Gonidiealge gelang es uns nicht festzustellen.

Was die Standortsverhältnisse von *C. nigrum* in Lettland anbetrifft, so kommt es am reichlichsten an leicht beschatteten oder nach N exponierten nicht zu feuchten Stellen der Sandsteinfelsen im Gauja-Tal und der „Ellītes ieži" bei Lode vor, in einer Höhe von 30—60 m ü. d. M. Spärliche Reste der Flechte wurden noch an dem Sandstein der „Māŗas kambari", rechter Ufer der Abava unterhalb Sabile, beobachtet. Gewöhnlich tritt sie vergesellschaftet mit den weisslichen, sorediös aufgelösten Schorfen der meist sterilen *Crocynia membranacea* Hue (bestimmt von Wainio), die die Sandsteinfelsen nicht selten auf quadratmetergrosse Flächen mit ihren mehligen Lagern überzieht. Beide Flechten können auch, gemeinsam oder vereinzelt, die zwischen ihnen wachsenden Moose überwuchern. Auf kalkhaltiger Unterlage, z. B. den Dolomitfelsen der Daugava, Lielupe und Venta ist *C. nigrum* von uns nie beobachtet worden. Offenbar braucht die Pflanze für ihre Entwicklung leicht bis mässig saures Substrat. Dafür spricht noch der Umstand, dass *C. nigrum* bisweilen auf der Rinde verschiedener Baumhölzer auftritt (vergl. Schade, p. 432). Die Bestimmung der Azidität des Substrates von lettländischen Standorten ergibt dann auch ihr pH=5,8—6,5. Auch die von Skuja Mai 1930 aus Eesti, von einem Sandsteinfelsen bei Sakamoisa am Finnischen Meerbusen und im Juni desselben Jahres aus Finnland, Vuorlahti, an der Nordküste Ladogas von einem Granitfelsen mitgebrachten *C. nigrum*-Proben zeigten in der krustigen Unterlage, nach den Mässungen unseres Kollegen Apinis, eine pH=6,3—6,8.

2. Kulturversuche mit der Flechte.

Zweks Erhaltung von lebendem Material in der Winterzeit haben wir versucht, teils schon im Herbst 1925, besonders aber im Oktober 1929, die von Kraukļala in Sigulda (V) eingesammelte Flechte eine Zeit lang im Laboratorium des Botanischen Instituts und des Botanischen Gartens, Riga, weiter zu

kultivieren. Ein Teil der Flechte wurde samt ihrem Subtrat, d. h. mit dem Sandstein abgesplittert und so möglich unverstört und staubfrei unter einer Glassglocke in einer Schale auf feuchtgehaltenem Sande an einem nach Nord gelegenen Fenster gehalten. Um die Luftzirkulation unter der Glocke zu ermöglichen, wurde diese mittels einiger Stützen etwas von dem Grunde gehoben gehalten. Das nötige Wasser haben wir dem Sande von Zeit zu Zeit durch einem S-artig gebogenen langhalsigen Trichter zugeleitet. Ein zweiter vom Subtrat losgelösster Teil des Flechtenrasens haben wir allein auf feuchtem Sande unter Glass stehen gelassen. Im ersten Falle setzte die Flechte ihr Wachstum ziemlich intensiv fort, nur waren die neugebildeten Fadenteile etwas dünner, die Hyphenrinde mehr lückenhaft, da nicht alle pericentralen Hyphen den gleichen Zuwuchsschritt hielten. Auf Taf. 1, Fig. 3 ist ein solches neugebildetes Endstück, das binnen $2^1/_2$ Monaten ausgewachsen ist, dargestellt. Die Kulturen sahen noch ganz frisch aus, wenn sie im Frühjahr nächsten Jahres, also nach etwa 7 Monaten abgebrochen wurden. Die zweite Versuchsserie mit den vom Substrat losgelössten Rasen schlug dagegen bald fehl. Auch hier zeigten die *Coenogonium*-Fäden anfangs einen Zuwuchs, dieser stellte sich aber nach etwa $1^1/_2$—2 Monaten ein; endlich bedeckte die anfangs dunklen Rasen ein weisslicher Schimmelüberzug.

Doch auch in dem Falle, wo es gelang die Flechte mehrere Monate hindurch lebend und wachstumsfähig zu erhalten, erwies sich solches Material für die Anfertigung weiterer Kulturen in verschiedenen Nährlösungen und auf Agar meist weniger geeignet, als ganz frisch eingesammeltes, da in den einige Zeit aufbewahrten *Coenogonium*-Räschen auch die darin lebenden anderen pflanzlichen Organismen — bes. einzellige Chlorophyceen, Diatomeen, Blaualgen, auch Myzelien einiger Pilze — sich stark vermehrt hatten, die isolierten Flechtenfäden darum bei Weiterkultur viel schwieriger von den Fremdkörpern zu reinigen waren. Die längstbekannte Erfahrungstatsache, dass nur frisches, eben in der freien Natur gesammeltes Pflanzenmaterial für ähnliche Versuche, besonders aber bei Isololierung für Reinkultur, am geeignetsten ist, erwies sich auch hier zutreffend.

Gleichzeitig mit den erwähnten Kulturversuchen der Flechte auf mehr oder weniger natürlichem Substrat, wurden kleine sauber und sorgfältig von Fremdkörpern frei ausgesuchte Rasenteile in destilliertem Wasser, Leitungswasser, Benecke-Lösung und auf Benecke-Agar in Erlenmeyer-Kolben von 100 cm^3 Inhalt übertragen. In den drei erstgenannten Milieus sowohl schwimmend auf der Flüssigkeit, wie auch durchnässt und untergetaucht. Es wurde dabei besonders darauf geachtet, dass die

ausgesuchten Rasenstückchen von den jüngeren oberen, nicht von den unteren älteren, z. T. schon abgestorbenen oder ihr Wachstum mehr weniger eingebüssten graubräunlichen Lagerteilen genommen waren, da in letzterem Falle die angelegten Kulturen naturgemäss meist nicht angingen.

Destilliertes Wasser. Die schwimmend kultivierten Rasenstückchen zeigten nur sehr spärliches Wachstum, wobei die Gonidie an den Fadenspitzen oder Seitensprossungen in mehreren Monaten nur ganz wenig aus der Hyphenrinde herausgewachsen war, setzte bald darauf ihr Wachstum auch völlig ein. Bei den untergetauchten Rasen konnten wir an der Gonidie, wie der Flechte selbst auch nach Monaten kaum ein Fortwachsen feststellen, dagegen war die Hyphenrinde am Ende der Flechtenfäden ziemlich aufgelockert, die einzelnen Hyphen hatten sich stark verlängert und sperrig von der Achse abgebogen. Taf. 1, Fig. 4 zeigt ein solches Fadenende aus 2 monatiger Kultur. Ähnlich aussprossende Hyphen von einer 78 Tage alter Kultur der Flechte zeichnet auch Schade ab (l. c. p. 428, Fig. 12). Einzelne dieser Hyphen wuchsen dennoch eine längere Zeit fort, endlich stellte sich auch hier das Wachsen ein. In destilliertem Wasser zeigt die Flechte selbst somit kein Wachstum, allein ihre Komponenten, gewissermassen unabhängig von einander, lassen ein solches feststellen und zwar die Gonidie kaum merklichen und kurzdauerigen, die Pilzhyphen einen anfangs ziemlich intensiven, später jedoch allmählich abnehmenden Zuwuchs. Die sperrig auswachsenden weit ausgestreckten Hyphen machen dabei den Eindruck, als ob sie in dem ihnen gebotenen reinen Wasser nach Nährsubstanzen suchten.

Leitungswasser. Auch hier, sowohl in den schwimmenden, wie untergetauchten Räschen, zeigte die Flechte als solche, jedoch auch ihre pilzliche Komponente keinen merklichen Zuwuchs. Allein in den untergetauchten Rasen hatte sich die Gonidie an den Fadenspitzen von der Hyphenrinde betreit, war stark fortgewachsen, mitunter auch zur Zweigbildung gekommen. In Textabbild. 1 ist ein solches Fadenende aus 3 Wochen alter Kultur wiedergegeben. Der Zuwuchs beträgt hier bis 140 μ. Die zylindrischen in der Mitte schwach erweiterten Gliederzellen der auswachsenden Gonidie haben dabei eine Dicke von 4—6,8 μ; an den Querwänden 3,5—5 μ, bei einer Länge von 14—37 μ; die Endzelle bis 50 μ lang. Die zahlreichen scheibenförmigen Chromatophoren sind zart, von blassgrüner Farbe, das Hämatochrom in Form von winzigen orangen Körnchen mehr in der Mitte der Zelle lokalisiert.

Benecke-Lösung (schwache). Das Gedeihen im grossen und ganzen ähnlich dem im Leitungswasser, am inten-

sivsten wächst die Gonidie. Wohl sieht diese hier aber viel kräftiger aus, die Gliederzellen sind im allgemeinem stärker, bis 10 μ dick, mehr tonnenförmig und verhältnismässig kürzer; die scheibigen Chromatophoren sehr deutlich und freudig grün, das Hämatochrom in Form von kleinen Körnchen und Tröpfchen meist in der Mitte der Zellen zusammengeballt.

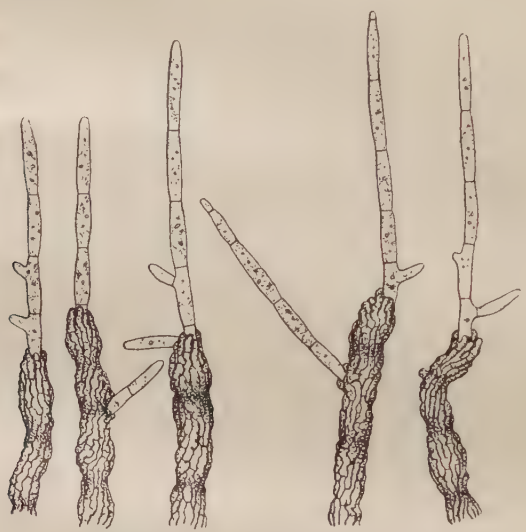


Abb. 1. Aus der Hyphenrinde hervorspriessende Gonidie in etwa 3 Wochen alter Kultur von *Coenogonium nigrum* in Leitungswasser; × 340.

Benecke-Agar (schwaches). Kleine sorgfältig ausgewählte wachstumsfähige, möglichst reine Rasenstückchen wurden mit sterilisierter Pinzette oder Platinnadel auf Agar übertragen und mit ihrem Grunde leicht in das Gel eingebettet. Es war hier anfangs ein mässiger und gleichsamer Zuwuchs des ganzen Konsortiums zu beobachten, bald darauf brach die Gonidie jedoch die Hyphenrinde an der Spitze der Fäden auf und wuchs weit hervor. Die jungen Sprossungen der Gonidie zeigten ein frisches Grün und sahen diesen in der Benecke-Lösung gezüchteten ähnlich. Die wenig und lang verzweigten Zellfäden bestanden allerdings aus mehr länglichen und etwas dünneren Gliederzellen; der Dicke nach stehen sie ungefähr in der Mitte zwischen diesen aus den Kulturen in Leitungswasser und Benecke-Lösung. Mit der Zeit jedoch, als die Kulturen älter wurden, auch das Agar allmählich eintrocknete und die Luft der Kolben ärmer an Wasserdämpfen blieb, nahm die Menge des Hämatochroms in den Zellen merklich zu. Die freien Sprossen der Gonidie bekamen infolgedessen eine mehr bräunlich-orange Farbe (Taf. 1, Fig. 6). In noch älterem Zustande sind die Zellen schon dicht mit körnigem bis tröpfchenförmigem Häma-

tochrom gefüllt, so dass die Chromatophoren allein im peripheren Teile der Zellen schwach grünlich durchschimmern; gleichzeitig beginnen auch die Gonidiesprosse in einzelne Glieder zu zerfallen: die Zellen werden dicker (bis 12 μ), sie runden sich mehr ab, ihre Membran wird stärker, die äussere Kutikularschicht wird aufgesprengt und endlich lösen sich die Gliederzellen von einander völlig ab. Die so gebildeten Dauerstadien bzw. Akineten (Taf. 1, Fig. 7—8) sind — von den kleineren Dimensionen abgesehen — diesen bei *Trentepohlia umbrina* sehr ähnlich.

Da es bei den eben kurz erwähnten Kulturversuchen infolge der noch immer ziemlich grossen (1—2 mm^3) ausgewählten Lager bzw. Rasenstückchen der Flechte, diese meist nicht ganz frei von einzelnen pflanzlichen u. a. Begleitorganismen zu bekommen waren, hielten sich die meisten dieser Kulturen nur einige Monate relativ rein. Später vermehrten sich jedoch einige in den *Coenogonium*-Rasen lebenden Algen immer mehr und mehr, so dass die angelegten Kulturen allmählich durch die Massenentwicklung eines oder anderen Begleitorganismus unterdrückt wurden. Meist war es *Stichococcus bacillaris*, *Chlorella vulgaris*, *Chlorococcum humicolum* und einige Diatomeen die zuletzt Oberhand nahmen. Es war nun aber, wie bereits erwähnt, auch nicht unsere Absicht die Flechte als solche in Kulturbedingungen zu studieren, sondern ihre Gonidie in absoluter Reinkultur zu erhalten und näher zu erforschen.

3. Isolierung und Reinkultur der Gonidie.

Als Ausgangsmaterial hierzu dienten die oben besprochenen *Coenogonium*-Kulturen in Leitungswasser, Benecke-Lösung und auf Benecke-Agar. Bevor in diesen noch andere Algen bemerkt waren, wurden unter dem Mikroskop einzelne Flechtenfäden mit stark ausgewachsener Gonidie ausgesucht und von dieser mittels einer Schneidenadel grössere, von irgendwelchen anderen Körpern freie Sprossteile abgetrennt, dann durch mehrmalige Übertragung in Tropfen sterilisierter schwacher Benecke-Lösung gewaschen und teils auf Benecke-Agar, teils auf 1 cm^2 grosse Plättchen sterilisierten, mit einer Nährlösung durchtränkten leicht vermoderten Holzes von *Picea*, *Betula* und *Corylus* unter Glassglocke getragen. Sowohl auf Agar, wie Holz gelang es uns auf diesem Wege einzelne absolute, von anderen Organismen, auch Bakterien, freie Kulturen der Alge zu züchten. Allerdings scheint uns der letztgenannte Umstand für die Untersuchung einer verhältnismassig so grossen, vielzelligen rasenbildenden Form, wie unsere Gonidiealge es ist, keine conditio sine qua non zu bilden, da diese auch in einigen

nicht völlig rein gelungenen Kulturen darunter kaum litt, sondern eine Zeit lang sich ganz normal entwickelte.

Auf den erwähnten Substraten wuchs die Alge vorzüglich, so dass auch auf verschiedenem Holz eventuelle Unterschiede in der Wachstumsintensität nicht nachweisbar waren. Den Holzplättchenkulturen müssten wir später das Wasser tropfenweise erneuern; auch zu den Agarkulturen in Erlenmeyer-Kolben haben wir nachträglich hin und wieder Tropfen der Nährlösung in der Nähe des auswachsenden Algenrasens aufgetragen. Einige Kontrollkolben blieben jedoch bis zum Abschluss der Untersuchungen ungeöffnet.

4. Beschreibung der Gonidiealge in Reinkultur.

Beim Abschluss der Versuche hatten die gewachsenen Algenrasen eine Grösse von 0,5—1 cm^2 bei einer Höhe von etwa 2—3 mm erreicht. Der Basalteil des Algensprosses hatte sich dabei leicht in das Substrat — die Holzplättchen oder Agar — eingedrungen, beim Holz in die Zell- un Zellzwischenräume oder Leitgewebe des vermoderten Markes, beim Agar — in die Oberschicht des Geles. Diese eingedrungenen Thallusteile zeigten mit der Zeit eine mehr oder weniger merkliche Verblassung und Reduktion der Chromatophoren, doch zu einer Bildung von echten Rhizoiden kam es nicht zu. Die Rasen sind spärlich bis mässig stark alternierend, seltener opponiert verzweigt. Ein deutlich ausgebildeter Hauptstamm ist nicht vorhanden, allein der meist niederliegende ältere Ausgangsteil des Rasens scheint kräftiger entwickelt, mit dickeren mehr kugelig angeschwollenen Gliederzellen. Diese in den Fadenspitzen sind zylindrisch, in der Mitte schwach und seicht, an den Querwänden stärker eingeschnürt, oder auch mehr tonnenförmig, 4—5,5 μ breit, in mittleren Thallusteilen 5—10, in älteren mehr rosenkranzartig erscheinenden Fadenteilen auch bis 16 μ dick, $1^1/_2$—6 mal, meist jedoch 3—4 mal so lang als breit; die Endzelle mehr verlängert, bis 8 mal so lang als breit, schwach vorgezogen und spitz abgerundet. Die Membran der Zellen ist verhältnismässig dünn, im älteren Zustande höchstens mässig dick, lässt ohne Präparation eine eventuelle Schichtung nicht erkennen; ebenso eine Tüpfelbildung an den Querwänden ist kaum bemerkbar. Jede Zelle beherbergt je nach ihrem Wachstumszustand und dem Alter 10—35 scheibige parietale etwa 3 μ grosse Chromatophore. Die Scheibenform der Farbstoffträger bei unserer Alge trat in allen Kulturen deutlich zum Vordergrund. Wohl ist ihre Form nicht immer kreisrund, da sie beim dichteren Stehen polygonal abgeplattet erscheinen, auch vor der Teilung mehr verlängert sein können. Doch nie wurde eine rosenkranzartige Vereinigung

der Scheibchen oder bandförmige Bildungen beobachtet. Je nach den Kulturbedingungen befindet sich in der Mitte der Zellen eine spärliche oder mehr weniger reichliche Anhäufung bzw. ein Anballen des tröpfchenförmigen oder körnigen bräunlich-orangen Hämatochroms. Die Zellen sind auch im älteren Zustande einkernig; Taf. 1, Fig. 10 zeigt dies nach Präparaten, die mit Heidenhains Eisenhämatoxylin gefärbt sind, sowohl an einem jüngeren, wie älteren Thallusteile.

Wie bemerkt, schwankt der Gehalt der Gonidiezellen an Hämatochrom bei verschiedenen Kulturbedingungen nicht unwesentlich. Dieselbe Erscheinung haben wir schon früher, Seite 26, bei Besprechung der Kulturversuche mit der Flechte auf Agar erwähnt. Wie dort, lies sich auch hier ein deutlicher Zusammenhang zwischen der gebildeten Menge des Hämatochroms und der Trockenheit der Luft in den Kulturgefässen, auch dem allgemeinen Trockenzustande der ganzen Kultur, in viel geringerem Masse jedoch eine Abhängigkeit von den Belichtungsverhältnissen, feststellen. Die untergetaucht in schwacher Beneckе-Lösung kultivierten Algenteile zeigten auch an leicht abgeschwächtem Sonnenlichte gar keine Bildung von Hämatochrom, blieben also freudig grün; die Kulturen in Luft auf Holz oder Agar beim leicht gedämpften diffusen Tageslicht (Nordfenster) bildeten dagegen je nach dem Trockenzustande eine geringere oder grössere Menge des ölgelösten Farbstoffes. Lässt man die auf Agar kultivierten Algenräschen dabei allmählich eintrocknen, so erscheint endlich, trotz des schwachen Lichtes, in den Zellen eine Ueberfüllung mit Hämatochrom. Parallel damit bemerkt man auch eine Neigung zu der schon oben erwähnten Bildung von Akineten; vergl. hierzu Taf. 1, Fig. 7—8. Diese Beobachtungen lassen weiterhin den Umstand verstehen, dass die Alge noch in einem Konsortium mit dem Pilz, also in den Flechtenfäden an natürlichen schattigen Standorten und ungeachtet der dunklen Hyphenrinde, doch verhältnismässig so viel Hämatochrom in ihren Zellen erzeugt. Die biologische Bedeutung des Farbstoffes, die früher fast allgemeinen als diese des Lichtschutzes angesehen, von Senn und neuerdings auch von Geitler aber für diese eines Reservestoffes erklärt wurde, stimmt bei unserer Alge offenbar eher mit der Auffassung der letztgenannten Autoren überein. Gewisse Bedeutung kommt dem Hämatochrom jedoch auch als einer Trockenschutzeinrichtung zu, die die Zellsaftkonzentration erhöht und somit gegen Austrocknung wirkt; bei anderen *Trentepohlia*-Arten und unter gewissen äusseren Umständen, hat das Hämatochrom doch sehr wahrscheinlich auch die Funktion eines Lichtschutzes.

Obwohl die Alge in den Kulturen einen üppigen vegetativen

Wuchs zeigte, war eine Bildung von Reproduktionsorganen nicht nachzuweisen. Um sie möglicherweise dazu zu veranlassen, haben wir das vielfach gebrauchte Verfahren von Klebs ausprobiert; darunter gab es keine gewünschte Resultate ein plötzlicher Wechsel von Beleuchtungsintensität, abwechselndes Kultivieren an Licht von verschiedener Stärke und im Dunkeln, auch umgekehrt; ebenso die Uebertragung von festem Substrat (Agar) in Flüssigkeit (Nährlösung), oder aus Nährlösung in Leitungswasser brachte uns nicht zum Ziel. Dann versuchten wir die pH und den Gehalt an Phosphation des Kulturmilieus zu ändern bzw. zu erhöhen, dies sowohl durch Zugabe von bestimmter Menge von HCl, wie KH_2PO_4 zu erreichen. Die ausprobierten pH — Konzentrationen schwankten zwischen 4,0—6,7. Mit HCl bleiben die Erfolge auch hier aus, wohl aber mit Monokaliumphosphat. Bei einer pH=4,0—5,5 wandelten sich einige der kurzen einzelligen Seitenzweige der auf Objektträgern kultivierten Thallusteile in rundliche, 15—20 μ grosse Bildungen mit dunkelgrünem körnigem Inhalt um (Taf. 1, Fig. 11), die offenbar eine Art von Schwärmerbehältern waren. Diese blieben jedoch in der Regel auf dem ersten Entwicklungsstadium stehen. Es gelang uns aber einmal nach Uebertragung abends eines solchen in Benecke-Lösung $+KH_2PO_4$ kultivierten Rasenstückes in Leitungswasser, am nächsten Morgen bei folgender Untersuchung eine von den kugeligen Bildungen etwas seitlich apikal mit rundlichem Loch geöffnet und schon fast entleert zu bemerken (Taf. 1, Fig. 11); in ihrer Nähe waren noch paar lebhaft bewegliche Schwärmer zu sehen, einer davon sogar noch in dem Behälter. Die Schwärmer waren länglich birnenförmig, ca. 10—12×4—6 μ gross, mit zwei etwa körperlangen Cilien, mehreren grünen Chromatophorscheiben und winzigen Tröpfchen von Hämatochrom. Die übrigen Schwärmer waren zwischen dem Rasen zu Ruhe gekommen und hatten sich dabei mehr oder weniger abgerundet. Ob es sich um Zoosporen oder Gameten hier handelte, war nicht zu entscheiden; möglicherweise waren diese doch geschlechtliche Schwärmer, da die Form der Behälter mehr dem Durchschnittstypus der Gametangien als Zoosporangien in der Gattung *Trentepohlia* sich näherte. Dass keine Kopulation beobachtet wurde, kann vielleicht auf eine vermutliche Heterothallie (Diözie) der Form zurückgeführt werden.

5. Vergleich der reingezüchteten Gonidiealge mit Tr. germanica Glück und den freilebenden Trentepohlia-Arten Lettlands.

Seinen Untersuchungen zufolge, erkannte Glück in der Gonidiealge seines *Coenogonium germanicum,* das, wie wir es

sahen, jetzt *C. nigrum* heissen muss, eine neue *Trentepohlia*-Art, die er *Tr. germanica* nannte; Glück meint diese an dem Fundorte seiner Flechte auch im freilebenden Zustande gefunden zu haben. Simmer und Schmidle, in neuester Zeit auch Schade, sind nun der Meinung, dass Glück's *Tr. germanica* nichts anders, als nur eine Form der weitverbreiteten *Tr. aurea* ist. Wie sind nun die Beziehungen in dieser Hinsicht bei unserer Gonidiealge? Zuvor sei die eventuelle Identität dieser mit der von Glück aufgefundenen freilebenden Alge besprochen.

Diese bildet bis 2 mm hohe reichlich verzweigte Räschen von orangeroter Farbe. Von einem dem Substrat anliegenden kriechenden Basalteil gehen ziemlich zahlreiche aufrechte verschiedenartig gebogene oder gekrümmte einfache oder kurz und seitlich verzweigte Äste ab. Die Zellen des Basalteiles sind bauchig angeschwollen bis fast kugelig, seltener mehr zylindrisch, 7—16,8 μ dick, 12,6—21 μ lang, diese der Seitenachsen meist durchwegs zylindrisch, 5,6—9 μ dick, 9,8—35,6 μ lang. Die Schwärmerbehälter sind häufig zu finden; sie entwickeln sich lateral oder terminal gewöhnlich an den aufrechten Sprossen, haben eine birn-bis eiförmige, seltener kugelige Gestalt und sind bei 18—28 μ Länge 11,2—22,4 μ breit; ihre Eröffnung erfolgt mittels eines runden apikalen Loches. Glück nennt diese Behälter Zoosporangien, doch hat er derer Auschwärmen und die Produkte nicht gesehen. Der Form nach scheinen sie eher Gametangien zu sein. Beim Vergleich seiner Alge mit anderen beschriebenen *Trentepohlia*-Arten, kommt Glück zu dem Schlusse, dass jene am nächsten verwandt mit *Tr. uncinata* Gobi sei. Als Unterschiede hebt er allerdings die abweichende Gestalt der Sporangien und die bedeutend kleinere Grösse seiner Alge hervor. Der erste Hinweis Glück's bedarf soweit einer Korrektion, als die Schwärmerbehälter von *Tr. uncinata* offenbar Zoosporangien (Stielsporangien), diese der *Tr. germanica* dagegen wahrscheinlich Gametangien (Kugelsporangien) sind, so dass sie in diesem Falle nicht zu vergleichen sind. Da *Tr. uncinata* allem Anscheine nach nur eine Entwicklungsform von *Tr. umbrina* ist, kommen wir noch auf diese Frage weiter unten zurück. Wie bemerkt, halten einige Verfasser nicht für ausgeschlossen, dass die Glück'sche Form nur eine Abart von *Tr. aurea* darstellt. Dagegen spricht, unserer Meinung nach, erstens die Farbe der fraglichen Alge (orangerot), die bei *Tr. aurea* zwischen goldgelb und gelborange schwankt, jedoch niemals rotstichig ist; zweitens kommen in Betracht die im allgemeinen merklich dünneren, nach den Enden nicht zugespitzten Zweige, drittens die kleineren und meistens an den aufrechten Sprossen sogar terminal entstehenden Kugelsporangien, die bei *Tr. aurea*

etwas grösser und gewöhnlich mehr im Basalteil des Sprosses zu finden sind. Die angeführten Merkmale scheinen uns dafür zu sprechen, dass die Glück'sche *Trentepohlia* einen besonderen, selbständigen Typus repräsentiert, der trotz den zylindrischen Gliederzellen doch nähere Beziehungen zu dem Verwandschaftskreis der *Umbrina*-Gruppe aufweist.

Die von uns sowohl in der Flechte, wie in Reinkultur untersuchte Gonidiealge zeigt nun weitgehendere Übereinstimmung mit *Tr. germanica* in der Grösse des Rasens und der Sprosselemente. Die Sprosse sind allerdings reichlicher und regelmässiger verzweigt, was doch auf die Kulturbedingungen sich zurückführen lässt. Ausserdem sind die vegetativen Zellen unserer Pflanze weniger zylindrisch, die beobachteten Schwärmerbehälter durchaus kugelig. Was endlich die Farbe der Räschen anbelangt, so ist diese bei der Gonidiealge, je nach den äusseren Bedingungen fast reingrün, gelblich bis bräunlichorange; rötliche Abtönung, wie bei *Tr. umbrina* oder *Tr. iolithus,* kam in unseren Kulturen nicht zum Vorschein. Auch die bräunlichorange Farbe konnte nur an solchen Räschen beobachtet werden, die bei Trockenheit gewachsen und zur Bildung von Ruhezellen (s. S. 29) geschritten waren. Ob *Tr. germanica* Ruhezellen ausbilden kann, ist nicht bekannt. Möge nun auch, wie wir es sahen, mehreres für die Identität der Gonidiealge von *C. nigrum* mit *Tr. germanica* Glück sprechen, sind die eben erwähnten Unterschiede doch nicht ausser Acht zu lassen. Einen entscheidenden Urteil hierüber zu sagen wird nur möglich nach erneuerter Untersuchung der *Tr. germanica*, wie im Freien, so in Kulturbedingungen.

Von unseren einheimischen *Trentepohlia*-Arten sei nun zuerst *Tr. aurea* in Vergleich gezogen, da diese mehrfach für die Gonidie von *C. nigrum* angesprochen worden ist.

Trentepohlia aurea (L.) Mart. ist eine in Lettland stellenweise auf Dolomitfelsen des Daugava-, Lielupe- und Venta-Flusstales reichlich vorkommende Alge, die wir auch von kalkhaltiger Unterlage aus Eesti und Finnland untersuchen konnten. Niemals ist es uns jedoch in diesen Gegenden *Tr. aurea* von Silikatgesteinen, Sandsteinfelsen und Granitblöcken, entschieden auch nie als einen Epiphyten auf der Rinde irgendwelcher Bäume zu sehen gelungen; wo sie gelegentlich auf einigen Moosrasen der Dolomit- und Kalkfelsen übergeht, sind diese immer mit einer verschieden starken Kalkkruste bedeckt. Silikatgesteine sowie die ihnen reaktionsmässig an der Seite stehenden schwach sauren Rindensubstrate meidet *Tr. aurea* bei uns und wahrscheinlich überall an der Nordgrenze ihrer Verbreitung. Die Flechte *Coenogonium nigrum* scheint in dieser Hinsicht nun

einen Antipoden von *Tr. aurea* zu bilden: sie kommt nicht nur in Lettland, sondern auch an den untersuchten Stellen in Eesti und Finnland, wie überhaupt an allen anderen bekannten Fundorten in Europa nur auf kalkfreier Unterlage vor. Schon diese Verschiedenheiten in den ökologischen Bedürfnissen beider Pflanzen wecken einige Bedenken gegen so baldige Identifizierung der Gonidiealge von *C. nigrum* mit *Tr. aurea*. Möge nun auch das Zusammenleben mit dem Pilz dafür verantwortlich sein, dass die eventuelle *Tr. aurea* als Gonidie bei uns auch saure Substrate zu bewohnen imstande wäre, so spricht doch gegen eine solche Vereinigung eingehendere vergleichende Analyse der wichtigsten Merkmale beider Pflanzen.

Die Wuchsform der Gonidiealge in Reinkultur ist wohl dieser bei *Tr. aurea* ähnlich: sie bildet mehr oder weniger zusammengeflossene Polsterchen und Überzüge. Die unregelmässig seitlich verzweigten, am Ende deutlich zugespitzten Fäden von *Tr. aurea* (Abb. 2) sind aber etwa doppelt so stark, wie diese der Gonidie, in den Spitzen 6—8 μ, unten bis 21, ja sogar 30 μ breit, ihre Gliederzellen 3—6 mal so lang. Auch sind die Zweigenden bei der Gonidiealge nie so auffallend zugespitzt. Die Zellmembran von *Tr. aurea* ist gewöhnlich dick und ihre äussere Schicht lässt häufig eine Längsstreifung feststellen, was nicht bei jener der Fall ist. Entsprechend den bedeutend grösseren Zellen, enthalten diese bei *Tr. aurea* schätzungsweise 2—7 mal so viel (je nach der Zellengrösse 50—200) scheibige Chromatophore, als dies bei der Algenkomponente von *C. nigrum* der Fall ist; die Chromatophoren bei jener sind auch kleiner, als bei dieser. Es sei hier noch auf die eingehenderen Untersuchungen von Geitler über die Form der Chromatophoren bei *Tr. aurea* hingewiesen. Geitler hat bei dieser Art, nach Behandlung mit Silbernitrat mitunter auch zu rosenkranzartigen Spiralbändern vereinigte Bildungen festgestellt. Wir haben diese Methode bei unseren Untersuchungen nicht benutzt, die Pflanzen allein in lebendem Zustande bezüglich ihrer Chromatophoren geprüft, doch parallel zu dem frischen Freilandmateriale immerhin auch Proben, die, zwecks Verminderung der die Untersuchung störenden Reservestoffe, einige Tage (24—48 Stunden) im Dunkeln aufbewahrt oder beim geschwächten Lichte gezüchtet waren, in Vergleich gezogen. In dieser Weise erscheinen die Chromatophoren unzweideutig in Form von kleinen 1,5—2,5 μ im Durchmesser erreichenden Scheibchen, die bisweilen in kurzen knotig eingeschnürten Bändern auftreten können. In jüngeren Zellen schliessen sich die Chromatophoren peripher dicht zusammen, so dass es zu polygonaler Abplattung der Scheibchen kommen kann; in älteren Zellen sind diese dagegen meist von-

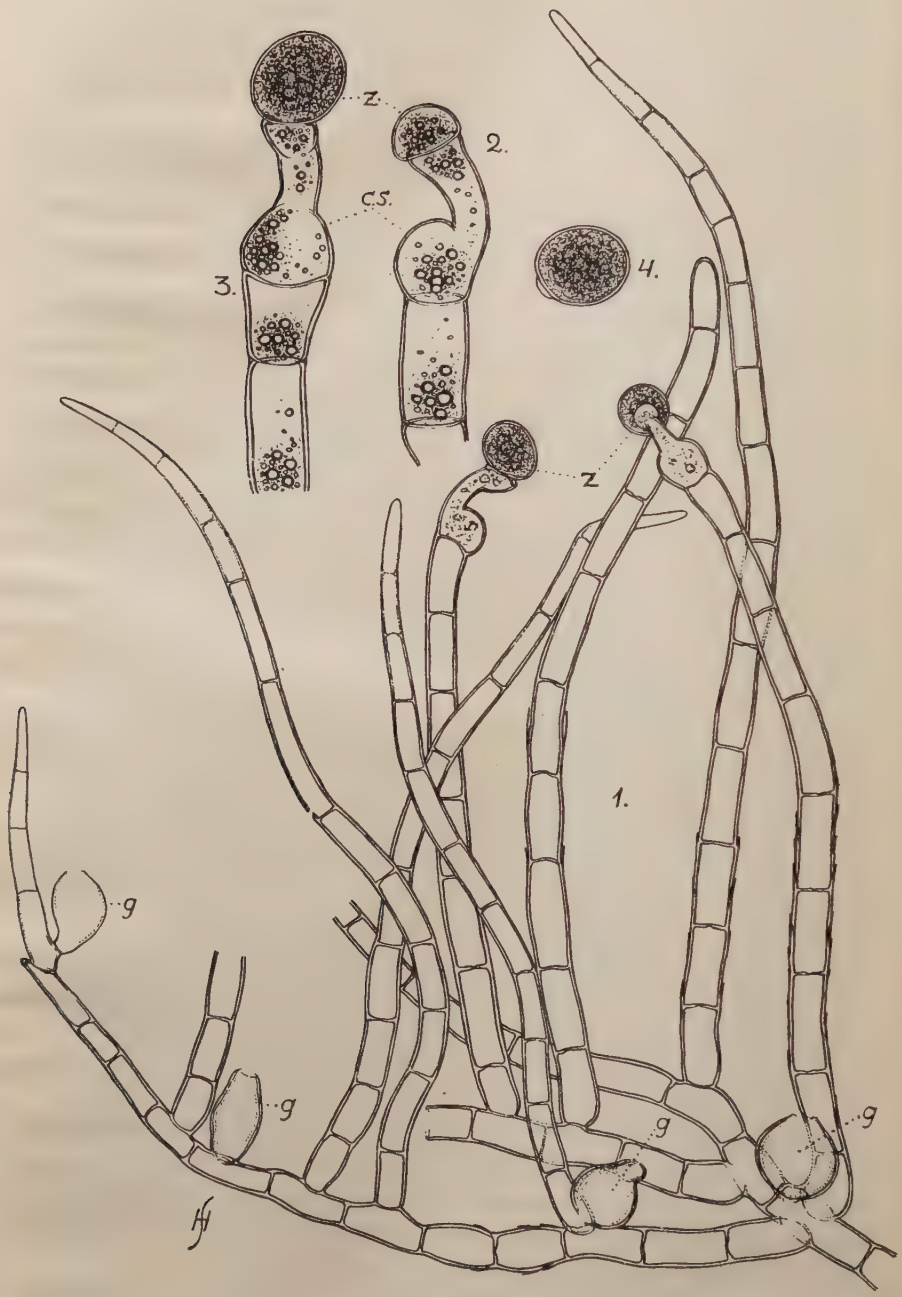


Abb. 2. *Trentepohlia aurea* von Dolomitufern der Abava bei „Rumba" unweit Sabile in Lettland, einges. 12. 7. 24. 1 Sprossstück mit entleerten Kugelsporangien (G) und noch nicht geöffneten Stielsporangien (Z), × 340; 2—3 ein jüngeres und ein völlig entwickeltes Stielsporangium, × 534; 4 abgefallenes reifes Stielsporangium, × 534; Subsporangial- bzw. Stielzelle.

einander gerückt, kreisrund. Die Zellen von *Tr. aurea* sollen im alteren Zustande hin und wieder polyenergid sein, diese der Gonidie sind entschieden monoenergid. Das Hämatochrom hat bei jener Pflanze unter dem Mikroskop eine mehr goldgelbe, bei dieser bräunlichorange Farbe.

Verschieden sind auch die beobachteten Reproduktionsorgane der beiden in Vergleich gezogenen Trentepohlien. Bei *Tr. aurea* kommt es zur Ausbildung von rundlichen oder ovalen 22—25×20—22 μ grossen Stielsporangien oder den mehr krugförmigen bis fast kugeligen sitzenden, 27—33×25—27 μ grossen, Gametangien. Die zur Entwicklung gekommenen sitzenden Schwärmerbehälter der gezüchteten Gonidie, sind von diesen durch die deutlich kugelige Form und beträchtlich kleinere Grösse verschieden. Die genannten weitgehenden Unterschiede scheinen uns nicht für eine Artidentität der Gonidiealge von *C nigrum* mit *Tr. aurea* zu sprechen.

Als weitere einheimische *Trentepohlia*-Art, die hier besprochen werden könnte, ist *Tr. annulata* Brand zu nennen. Diese verhältnismässig wenig bekannte Alge haben wir von zwei Standorten aus Lettland untersuchen können, von einem Fichtenmischwalde bei Slampe (Z.) und der Naturschonstätte Moricsala im Usma-See (K.). Die Pflanze wächst in niedrigen, kaum über 1 mm hohen, sammetartigen gelbgrünen Ueberzügen auf Stöcken und gefallenem leicht vermodertem Holz von einigen Laub- und Nadelhölzern, an feuchten mässig beschatteten Stellen. Aus einem kriechenden Basalteile erheben sich am Grunde spärlich verzweigte, oben meist einfache, 9,5—33 μ dicke aufrechte Zweige. Ihre zylindrischen Gliederzellen sind an den Querwänden nur wenig verengt und $1^1/_2$—3 mal so lang, wie breit, mit hyaliner bis 2 μ dicker Membran. *Tr. annulata* ist also, trotz des niedrigen Wuchses, noch kräftiger gebaut als *Tr. aurea*, kommt in dieser Hinsicht bei unserem Vergleich kaum in Betracht. Auch die Zahl der Chromatophorscheibchen in den Zellen von *Tr. annulata* überwiegt etwa um das Doppelte diese bei unserer Gonidie. Die Ansammlungen von Hämatochrom treten hier spärlicher auf, als bei irgendeiner anderen einheimischen *Trentepohlia* - Art. Die Vermehrung von *Tr. annulata* geschieht mittels terminal an den aufrechten Sprossen erzeugter eigenartiger Stielsporangien, die hier auch unter Trichtersporangien (Brand) bekannt sind. Diese sind von den Stielsporangien bei *Tr. aurea* recht verschieden und fungieren gewöhnlich als Zoo-, mitunter jedoch auch als Aplanosporangien oder richtiger gesagt gewissermassen als Akineten, indem sie als Ganzes auskeimen. Doch typische Ruhezellen, wie bei *Tr. umbrina*, *Tr. iolithus* und der gonidialen Form, sind bei *Tr. annulata*

nicht bekannt. Aus dem Besprochenen geht mit Sicherheit hervor, dass auch *Tr. annulata* bei der Identifizierung unserer Gonidiealge nicht in Frage kommt.

Die beiden übrigen lettländischen *Trentepohlia*-Arten, *Tr. iolithus* (L.) Wallr. und *Tr. umbrina* (Kütz.) Born. scheinen auf den ersten Hinblick kaum etwas gemeinsames mit der Gonidie bzw. auch Glück's *Tr. germanica* zu haben, da sie bekanntlich, besonders jedoch *Tr. umbrina* in der Natur nur als stark reduzierte Dauerstadien auftreten; die Fäden dieser Trentepohlien zerfallen nämlich grösstenteils unter Ausbildung dicker Zellmembrane und Loslösen der Glieder voneinander in einzelne Zellen oder kurze wenig verzweigte Fadenstücke. *Tr. umbrina* und teils auch *Tr. iolithus* kommen unter den gewöhnlichen Aussenbedingungen im Freien also niemals in wohlausgebildeten Rasen oder grösseren normal aussehenden mehr oder weniger zylindrischen verzweigten Sprossen vor, sondern bei ihnen ist die gewöhnliche vegetative Wuchsform durch widerstandsfähigeres Dauerstadium ersetzt. Dies äussert sich auch in der Reichhaltigkeit der Zellen an Hämatochrom. Die Vermehrung geschieht entweder auf rein vegetativem Wege, indem die Zellteilungen hier auch von einem Zerfall des Sprosses in einzelne Elemente oder wenigzellige, kurzgliedrige Fadenstücke begleitet werden können, oder mittels Schwärmer, die in Sporangien und Gametangien gebildet werden. Die Schwärmer, die beim Benetzen des Lagers durch Regenwasser oder Tau befreit werden, kommen zur Ruhe und keimen aus gewöhnlich in den mehligen oder filzigen Lagern der einen oder anderen Art; damit tragen sie zur Verwirrung und Zerstückelung dieser *Trentepohlia*-Überzüge bei. Trotz dem scheinbaren Unterschiede im Habitus von *Tr. umbrina* und *Tr. iolithus* hat die zu vergleichende Form doch mehrere wichtige gemeinsame Organisationszüge mit diesen zwei Arten. Es ist das erstens die gleiche Fähigkeit zur Akinetenbildung, zum Zerfall der Fäden unter Umständen — hauptsächlich bei andauernder Trockenheit in Bedingungen eines Luftlebens — in dickwandige hämatochromreiche Dauerzellen. Diese sind weder bei *Tr. aurea*, noch *Tr. annulata* und der dritten europäischen Form aus diesem Verwandschaftskreise, der in Lettland noch nicht nachgewiesenen *Tr. abietina* (Flotow) Hansg. bisjetzt beobachtet worden. Wohl sind die Ruhezellen bei der Gonidie von *Coenogonium nigrum*, entsprechend den kleineren vegetativen Zellen, weniger gross, als bei *Tr. umbrina* oder *Tr. iolithus*. Andererseits ist es nun auch möglich durch Kulturversuche einige Schlüsse darüber zu ziehen, wie der normale vegetative Spross der beiden letztgenannten Arten aussehen müsste, oder einst ausgesehen hat.

Einmal haben wir schon die ältere Arbeit Gobi's (1871)

hierüber, die auf Beobachtungen am Freilandmateriale sich stützt, dann die Kulturversuche von Deckenbach (1893). Gobi als erster spricht die Vermutung aus, dass *Tr. umbrina* nichts anderes, als das Ruhestadium einer höher entwickelten Form sei. Das dies tatsächlich so ist, hat dann Deckenbach bewiesen. Er kultivierte die Alge in feuchten Kammern und sah dabei die orangen einzelligen oder in kurzen perlschnurartigen Reihen zusammenhängenden Dauerstadien zu langen grünen, zylindrischen und verzweigten Fäden auswachsend. Nach einigen Monaten gaben die neugebildeten Räschen zuerst die Flaschen- resp. Kugelsporangien, die meist als Gametangien gedeutet werden, später auch die Stielsporangien, die offensichtlich Zoosporen produzieren. Da diese beiden Behältertypen in ihrer Form und Ausbildungsweise bei *Tr. umbrina* in Kultur ziemlich an solche bei *Tr. aurea*, *Tr. lagenifera* (Hildebr.) Wille und *Tr. uncinata* (Gobi) Wille erinnern, meint Deckenbach nun diese vier Arten in eine einzige *Tr. polymorpha* Deck. vereinigen zu können. Näher auf diese interessante Frage hier einzugehen, wäre uns aus den Rahmen dieser Mitteilung führen. Nur mit einigen Bemerkungen wollen wir uns beschränken. Sicher ist wohl, wie schon Gobi selbst in seiner oben zitierten Arbeit das tut, dass *Tr. uncinata* nur als eine in der Natur schon wohlentwickeltere Wuchsform von *Tr. umbrina* aufgefasst werden muss. Doch führt sie wieder Fischer in Bearbeitung der mährischen und westschlesischen *Trentepohlia*-Arten als einen selbständigen Typus an. Die allein auf einigen Ähnlichkeiten in der Form der Vermehrungsorgane sich stützende Konnexion auch von *Tr. aurea* hierzu, scheint uns dagegen nicht begründet zu sein; ein näherer Vergleich der Merkmale vegetativer, wie reproduktiver Thallusteile dieser Trentepohlien schliesst solche Vereinigungsmöglichkeit aus. Über *Tr. lagenifera*, die wir aus eigener Anschauung nicht kennen ein näheres Urteil auszusagen, ist uns nicht möglich.

Ähnliche Kulturversuche haben auch wir durchgeführt. Man kommt bei *Tr. umbrina* in dieser Hinsicht äusserst rasch zum Ziel. Die im Juli und August unter eine Glassglocke als Feuchtkammer am Westfenster gebrachten möglichst reinen Lager dieser Alge auf Borke verschiedener Bäume, zeigten schon nach einer Woche, mit unbewaffnetem Auge betrachtet, die Ausbildung deutlich erkennbarer aufrechter Sprosse. Im Mikroskop sieht man, dass die äusseren Schichten der dicken Membran an den gewöhnlich 15—33 μ breiten, 1—2 mal so langen rundlichen oder ovalen *Trentepohlia*-Ruhezellen aufgesprengt ist und aus der Rissstelle junge, verschieden lange, zylindrische, grünliche Fäden sich hervorstrecken (Abb. 3, Fig. 2—5); die Membran der auswachsenden Sprossen wird von der innersten Schicht der Ruhe-

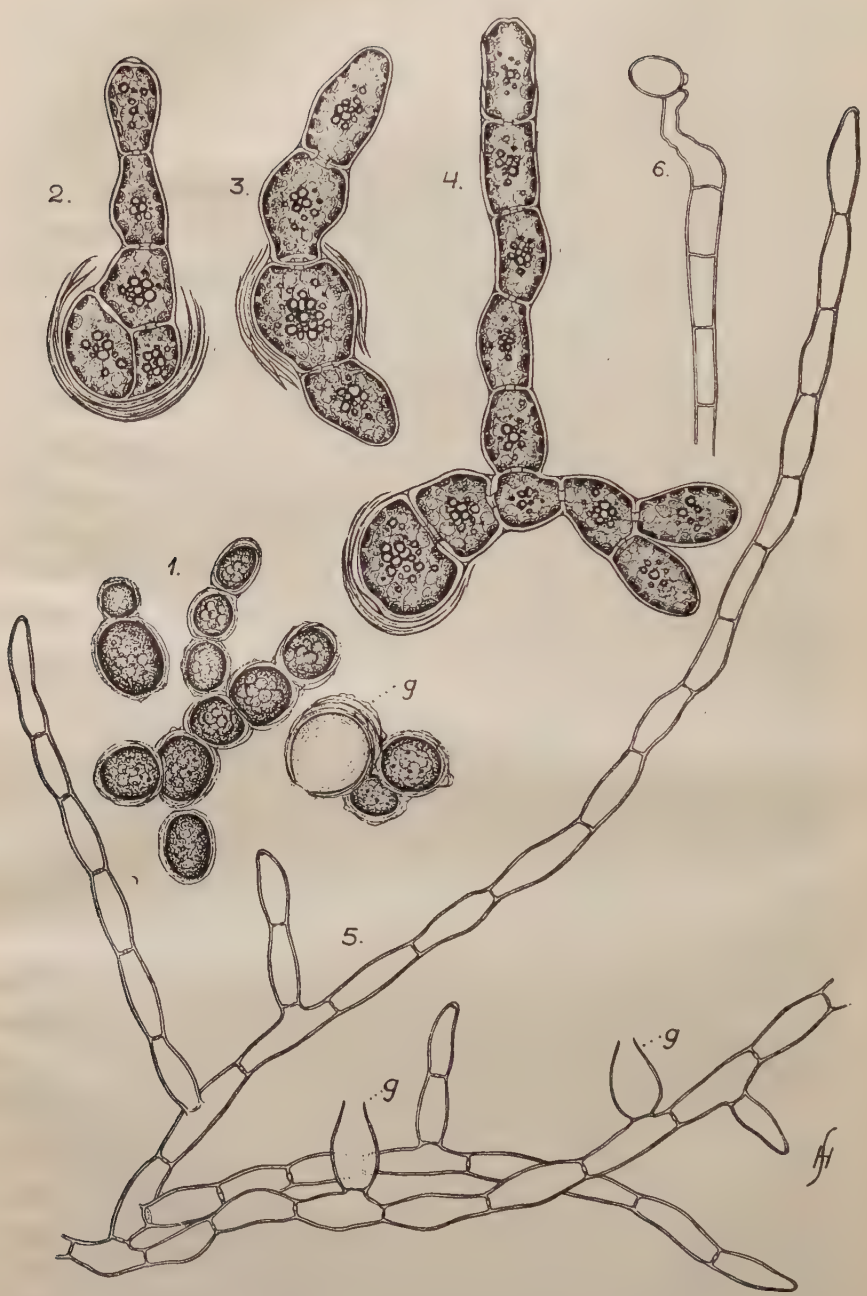


Abb. 3. *Trentepohlia umbrina.* 1 die gemeine Wuchsform (Ruhezellen) der Alge im Freien, von der Borke einer Erle, Bülduri, einges. 28. 6. 34, auch ein entleertes Kugelsporangium, × 340; 2—4 Aussprossung der Ruhezellen bei Feuchtkammerkultur, × 534; 5 Wuchsform der Alge aus einer 4 Monat alter Kultur in Feuchtkammer, × 340; g = Kugelsporangien. 6 Stielsporangium der Alge nach Deckenbach, ca. × 340.

zellmembran ausgebildet. Bei andauernder Kultur fangen an die kurzen Fäden zu grösseren seitlich allerdings spärlich und lang verzweigten Sprossen auszuwachsen. Gewöhnlich bildet sich auf dem Substrat ein kriechender mehr oder minder verzweigter Basalteil, der aufrechte einfache oder spärlich verzweigte Seitenzweige trägt. Die Gliederzellen des so auswachsenden Sprosses sind zylindrisch oder leicht tonnenförmig, an den Querwänden schwach eingeschnürt, 8—15 μ breit, 3—6 mal (27—76 μ) so lang; ihre Endzellen vielleicht etwas mehr zugespitzt, nur wenig länger, als die übrigen vegetativen Zellen. Membran mässig dick. Charakteristisch für die so gewachsenen Zellen von *Tr. umbrina* scheint die starke Tüpfelbildung an den Querwänden. Die Zahl der schön lichtgrünen Chromatophore lässt sich mit Bestimmtheit nicht feststellen, da die zahlreichen, wohl bis hundert Scheibchen zählenden Farbstoffträger peripher sehr dicht gedrängt und zusammengeschlossen gelagert sind. Geitler stellte bei *Tr. umbrina* in Kultur auf Benecke-Agar das Auftreten von spiralbändigen Chromatophoren fest. In unseren Feuchtkammerkulturen und auf dem natürlichen Substrat — der Rinde verschiedener Bäume — gelang uns ähnliche Bildungen nicht zu beobachten. Das Hämatochrom der gekeimten Ruhezellen ist heller geworden und, da es vermutlich auch als Reservestoff von der Pflanze ausgenutzt wird, meistens nur mehr in der Mitte der Zellen übrig geblieben und zusammengeballt. Die als Gametangien aufgefassten sitzenden rundlich flaschen- bis verkehrt birnförmigen Schwärmerbehälter (Kugelsporangien) entstehen sowohl interkalar, wie terminal bzw. auch lateral; abgesehen von der halsartig vorgezogenen Entleerungsausstülpung sind diese Bildungen mitunter den vegetativen Zellen ziemlich ähnlich, auch der Grösse nach. Man findet sie bekanntlich vereinzelt auch in jedem Freilandmateriale, besonders von trockenen, regen- und taugeschützten Standorten, wo die Gelegenheit zum Ausschwärmen seltener geboten ist: es genügt solches nur mit Wasser auf dem Objektträger zu benetzen, um nach einigen Minuten den Austritt der Schwärmer aus einzelnen den Ruhezellen ähnlichen Behältern beobachten zu können. Die Stielsporangien, die so ziemlich an solche bei *Tr. aurea* und *Tr. iolithus* erinnern, sind uns nicht zu Gesicht gekommen. Nach Deckenbach entstehen sie terminal an den aufrechten Sprossen. (Abb. 3, Fig. 6.)

Vergleicht man nun die in Kultur gezüchteten Pflänzchen von *Tr. umbrina* mit diesen der Gonidiealge, so bemerkt man wieder mehrere wichtige Unterschiede, wie hinsichtlich der Grösse, der Verzweigungsart und der Tüpfelbildung, so auch bezüglich der Zahl der Ghromatophoren und der Gestalt der Kugelsporan-

gien. Diese Eigentümlichkeiten beider Formen schliessen auch hier eine Identitätsmöglichkeit aus.

Es bliebe noch *Tr. iolithus* in dieser Hinsicht zu prüfen übrig. Leider ist es bisjetzt nie gelungen diese Art eine längere Zeit zu kultivieren, geschweige denn in Reinkultur zu züchten und untersuchen. Meist kommt die Pflanze in Feuchtkammern und auf künstlichen Nährböden zu einem Wachstumstillstand und Zerfall der Fäden in einzelne Fragmente. Nun wird aber *Tr. iolithus* von Simmer (1900) mit Bestimmtheit als Gonidie eines *Coenogonium* aus dem Kreuzeckgebiete in Oberkärnten genannt. Dieser aus dem *C. germanicum (= nigrum)* eliminierten Art gibt Simmer den Namen *C. Schmidlei.* Habituell sollen die Unterschiede der letztgenannten Flechte gegen die erstgenannte hauptsächlich in dem niedrigeren Wuchs, den weniger dicken und mehr torulösen Thallusfäden sich äussern; die knotige Beschaffenheit der Fäden von *C. Schmidlei* wird als durch die tonnenförmigen Gliederzellen der eventuellen gonidialen *Tr. iolithus* bedingt erklärt. *C. Schmidlei* kommt nach Simmer auf Glimmer- und Tonschifer, mitunter jedoch auch auf Kalk, in einer Höhe von 1200—2100 m vor, dagegen fand er *C. germanicum* nur auf Moosen und faulen Ästen in einer Höhe von 900—1600 m ü. d. M. Als charakteristisch für die Gonidie von *C. Schmidlei* wird noch die schuppige Aussenstruktur der Membran hervorgehoben. Simmer meint, dass schon Glück diese Art untergekommen ist, worauf Fig. 3 seiner Taf. 7 deuten soll. Ziehen wir nun hierzu unser lettländisches *Coenogonium* in Vergleich, so sehen wir, dass die Torulosität der Fäden schon in einem jeden Rasenstück grossen Schwankungen unterworfen ist. Die jüngeren Spitzen der Thallusfäden sind gewöhnlich mehr zylindrisch oder nur schwach knotig, die älteren niederliegenden Fadenteile sind dagegen meist stark torulös. Auch die ökologischen und edaphischen Bedingungen des Standortes scheinen nicht ohne Einfluss in dieser Hinsicht auf die Fäden zu bleiben: je trockener das Substrat, auf welchem unsere Flechte wächst, desto knorriger und stärker knotig erscheinen die hier gewachsenen Flechtenfäden. Somit stünde das *Coenogonium* unseres Sandsteins den Merkmalen nach etwa in der Mitte zwischen *C. germanicum (= nigrum)* in der Auffassung Simmer's und seinem *C. Schmidlei*; dies betrifft auch die Gonidie, die mit glatter Membran, doch mit mehr oder minder tonnenförmigen Gliederzellen ist. Es scheint uns darum wahrscheinlich, dass *C. Schmidlei* nur ein montaner Oekotyp von *C. nigrum* ist. Auch Schade weist auf die grosse Ähnlichkeit beider Flechten hin. Dennoch lässt alles das, was wir über die Freilandform von *Trentepohlia iolithus* und ihrer Verbreitung wissen eine Identifizierung mit der Gonidie

der letztgenannten Flechte kaum zu. Es ist jedoch möglich, dass der Flechtenpilz von *C. nigrum* mitunter auch die benachbart auf Felsen etc. wachsenden anderen *Trentepohlia*-Arten teilweise und vorübergehend mit seinem Hyphengeflecht überziehen kann. So wären dann die angeführten Verschiedenheiten in der Beschreibung der Gonidiealge von *C. nigrum* zu verstehen.

Hier möchten wir noch in einigen Worten die Verwertung der in Kultur erhaltenen *Trentepohlia*-Wuchsformen als Vergleichsmaterial für systematisch-taxonomische Untersuchungen und Überlegungen besprechen. Einige frühere Autoren, wie Deckenbach und Meyer, haben diese für weitgehendere Vergleiche benutzt und auf Grund dessen einige Umstellungen in der Artbegrenzung einheimischer *Trentepohlia*-Formen vorgenommen. Zu ganz anderer Folgerung ist Brand (1902) gekommen: er hält sich entschieden verneinend gegen eine solche Verwertung der *Trentepohlia*-Kulturformen, da diese nach ihm meist als entartet und abnorm entwickelt aufgefasst werden müssen. Nun scheint es uns, dass die ablehnende Haltung Brand's hier nicht begründet ist. Obschon es bei den Trentepohlien um typische aerophile Algen sich handelt, kann ihre Züchtung z. B. in Feuchtkammern, falls die Luft nicht allzu feucht gehalten wird, kaum als für diese Pflanzen ganz ungeeignete, regelwidrige Bedingung aufgefasst werden, da sie ja auch an den natürlichen Standorten hinsichtlich der Feuchtigkeit grossen Schwankungen unterworfen sind. Die von uns so erhaltenen *Trentepohlia*-Sprosse, auch auf Agar, sahen sehr lebenskräftig und regelmässig entwickelt aus; sie zeigten keine Bildungen, die als Abnormitäten bezeichnet werden konnten. Dies gilt doch nicht völlig für die Pflänzchen, welche in Nährlösungen kultiviert wurden. Die schon sehr abweichenden Lebensbedingungen in diesem Falle kommen ziemlich bald zum Ausdruck in der Verspillerung der Sprossen, folgendem Wachstumsstillstand etc.

6. Vorläufige Kulturversuche mit dem Flechtenpilz.

Die Aufgabe unserer Untersuchungen über *Coenogonium nigrum* war eigentlich nicht die Zerlegung der Flechte in ihre Komponenten und die Reinkultur beider Bestandteile. Anfangs beabsichtigten wir allein ihre Gonidie näher zu untersuchen. Doch im Laufe der Arbeit kamen wir zu einigen provisorischen Versuchen, auch den eigentlichen Flechtenpilz, abgesehen von den eventuellen Parasymbionten, in Reinkultur auf Agar zu bekommen. Dazu verwendeten wir die in destilliertem Wasser kultivierten Flechtenfäden, deren Hyphenrinde in einzelne lange Pilzfäden ausgewachsen war (s. S. 20). Und zwar haben wir einige dieser Hyphen abgeschnitten und auf den Nährboden

übertragen. In paar Fällen haben wir auch ganz zufällig aus einigen, zwecks der Flechtenkultur auf Benecke-Agar übertragenen Fäden von *C. nigrum* allein den Pilz weiterwachsend erhalten. Dieser wuchs allerdings sehr langsam, verflüssigte den Agar nicht und bildete dabei auf diesem kleine schwarze scharf begrenzte rundliche bis mehr unregelmässige Polsterchen. In 8 Monaten erreichten diese nur etwa 4 mm im Durchmesser bei einer Dicke von 0,5—1 mm. Die krustigen Polsterchen bestanden aus einer festen bzw. harten Verflechtung (Plektenchym) der dunklen Pilzhyphen. Etwaige Differenzierung in einer Rinden- und Markschicht war nicht festzustellen. Auch eventuelle Fruktifikationsorgane wurden nicht beobachtet, so dass wir die von W a i n i o vermutete Zugehörigkeit des Pilzes zu der Hyphomyceten Gattung *Helminthosporium* nicht bestätigen konnten.

7. Schlussfolgerungen.

Die vorliegende Untersuchung über die Flechte *Coenogonium nigrum* und ihre Gonidiealge bringt uns zu folgenden Schlussfolgerungen. Die Gonidie gehört, wie dies unsere Versuche zeigen, unzweifelhaft zu der Gattung *Trentepohlia*. Sie lässt sich leicht aus der Flechte isolieren und in Reinkultur weiter züchten, wobei ihre Eigenschaften näher untersucht werden konnten. Den Merkmalen nach ist sie mit keiner der freilebenden Arten Lettlands auch ganz Europas sicher zu identifizieren. Es scheint uns darum nicht ausgeschlossen, dass die Gonidiealge von *C. nigrum* in dem erwähnten Gebiete als freilebende Form garnicht vorkommt. Da die Coenogoniaceen eine Flechtenfamilie vorwiegend wärmerer Länder ist, scheint nicht ausgeschlossen, dass bei *C. nigrum* als Gonidie eine exotische, möglicherweise paläotropische *Trentepohlia*-Art vorkommen kann. Doch ist bei solchen Vermutungen immer Vorsicht geboten, da ein Teil der Flechtenalgen höchstwahrscheinlich nicht mehr im Freien, sondern als mehr oder weniger veränderte biologische Rassen resp. auch besondere Elementartypen nur in Flechtenkörpern zu finden sind und fortleben. Die Flechte *C. nigrum* selbst bevorzugt bei uns mildere, geschützte oder wenig exponierte, mikroklimatisch günstige Standorte; ob es sich hier nicht um ein Relikt des nacheiszeitlichen (atlantischen) Wärmeperiodes sich handelt, bleibt dahingestellt. Dies ist umsomehr nicht ausser Acht zu lassen, da die Pflanze in unserem Gebiete offenbar nur auf rein vegetativem Wege sich zu vermehren imstande ist; diese Vermehrungsweise jedoch, bei der relativen Grösse der Thallusfäden und dem Fehlen von Soredien, schliesst die Verbreitungsmöglichkeit auf grössere Strecken aus. Die wenigen zerstreuten Standorte der Flechte an der Nordgrenze ihrer Ver-

breitung können darum eher als zurückgeblieben aus einst grösserem, mehr zusammengeschlossenem Verbreitungsgebiete aufgefasst werden. Weiterhin ist es nicht Zufall, dass die beiden europäischen Coenogoniaceen—*Coenogonium nigrum* und *Racodium rupestre* — Formen mit dunklen fasst schwarzen Thalli (dunkle Hyphenbekleidung) darstellen: die dadurch bedingte erhöhte Wärmeabsorbtion ermöglicht diesen Pflanzen das Fortleben an geschützten Standorten auch noch verhältnismässig weit im Norden.

Literaturverzeichnis.

Brand, F., Zur näheren Kenntnis der Algengattung Trentepohlia Mart. Beih. Bot. Centralbl. Bd. 12. Jena, 1902.

— —, Ueber Stiel- und Trichtersporangien der Algengattung Trentepohlia. Ber. Deutsch. Bot. Ges. Bd. 28. Berlin, 1910.

Chodat, R., Algues vertes de la Suisse, Beitr. Kryptog. Flora d. Schweiz. Bd. 1, 11. 3. Bern, 1902.

Danilov, A. N., Introduction à la synthèse du lichen Leptogium Issatschenkoi Elenk. Bull. Jard. Princ. de l'URSS. T. 28. Leningrad. 1929.

Deckenbach, C., Ueber den Polymorphismus einiger Luftalgen. Script. Bot. T. 4, fasc. 1. St. Petersburg, 1893.

Fischer, R., Die Trentepohlia-Arten Mährens und West-Schlesiens. Oestr. Bot. Zeitschr. Bd. 71. Wien, 1922.

Geitler, L., Studien über das Hämatochrom und die Chromatophoren von Trentepohlia. Oestr. Bot. Zeitschr. Bd. 72. Wien, 1923.

Glück, H., Ein deutsches Coenogonium. Flora od. Allgem. Bot. Zeitung. Bd. 82, Marburg, 1896.

Heering, W., Ulotrichales, Microsporales, Oedogoniales. Pascher's Süsswasserfl. H. 6. Jena, 1914.

Hildebrand, F., Ueber ein Chroolepus mit Zoosporenbildung Bot. Zeitung, 1861.

Irgang, E., Beiträge zur Kenntnis von Trentepohlia Iolithus. Fedde's Repertorium, Beih. 51. Berlin-Dahlem, 1927/28.

Jaag, O., Recherches expérimentales sur les gonidies des Lichens appartenant aux genres Parmelia et Cladonia. Univ. de Genève, Thèse № 804. Genève, 1929.

— —, Ueber die Verwendbarkeit der Gonidienalgen in der Flechtensystematik. Ber. Schweiz. Bot. Ges. Bd. 42. Bern, 1933.

Kufferath, H., La culture des algues. Rev. Algolog. T. 4. Paris, 1929.

Linkola, K., Kulturen mit Nostoc-Gonidien der Peltigera - Arten. Ann. Soc. Zoolog.-Bot. Fenn. Vanamo, T. 1. Helsinki, 1920.

Liro, J. I., Können Algen in den Flechtenhyphen vorkommen? Ann. Acad. Sc. Fenn. Ser. A. T. 6. Helsinki, 1914.

Malta, N., Die Kryptogamenflora der Sandsteinfelsen in Lettland. Acta Horti Bot. Univ. Latv. 1. s. Riga, 1926.

Meyer, K., Zur Lebensgeschichte der Trentepohlia umbrina. Bot. Zeitung. 1909.

Migula, W., Algen. I Kryptogamenfl. Deutschlands Deutsch - Oesterr. u. d. Schweiz. Bd 2, Abt. 1. Gera, 1907.

— —, Flechten. Ibid. Bd. 4, T. 2. Berlin, 1931.

Moreau, M. et M-me F., Recherches sur les lichens de la famille des Paltigeracées. Ann. Sc. Nat. Botanique. 10. ser. T. 1. Paris, 1919.

Nylander, W., Quelques observations sur le genre Coenogonium. Ann. Sc. Nat. 4-e sér. Botanique. T. 16. Paris, 1862.

Schade, A., Die Verbreitung von Racodium rupestre Pers. und Coenogonium nigrum (Huds.) Zahlbr. in Sachsen. Beih. Bot. Centralbl. 49. Erg.-Bd. Dresden, 1932.

Senn, G., Physiologische Untersuchungen an Trentepohlia. Verh. Schweiz, Naturw. Ges. Bd. 1. Solothurn, 1911.

Simmer, H., Erster Bericht üb. d. Kryptogamenfl. der Kreuzeckgruppe in Kärnthen. Kneuckers Allg. Bot. Zeitung. 4. Karlsruhe, 1898.

— —, Zweiter Bericht usw. Ibid. 5, Beiheft. Karlsruhe, 1899.

— —, Dritter Bericht usw. Ibid. 5. Karlsruhe, 1900.

Skuja, H., Vorarbeiten zu einer Algenflora von Lettland, III. Acta Horti Bot. Univ. Latv. 2. s. Riga, 1927.

Smith, A. L., British Coenogoniaceae. Journ. of Bot. Vol. 44. London, 1906.

— —, A monograph of the British Lichens. P. 2. London, 1926.

Thwaites, G. H. K., [Note on Cystocoleus, a new genus of minute Plants. Ann. and Magaz. Natural Hist. Ser. 2, Vol 3. London, 1849.

Treboux, O., Die freilebende Alge und die Gonidie Cystococcus humicola in bezug auf die Flechtensymbiose. Ber. Deutsch. Bot. Ges. Bd. 30. Berlin, 1912.

Wainio, E. A., Lichenographia fennica I. Acta Soc. Faun. et Fl. Fenn. T. 49. Helsingfors, 1921.

Warén, H., Reinkulturen von Flechtengonidien. Oefversigt Finsk. Vet. Soc. Förh. Bd. 61. Helsingfors, 1920.

Wille, N., Ueber die Zoogonidien bei Trentepohlia und ihre Kopulation. Bot. Notiser. Lund, 1878.

Zahlbruckner, A., Lichenes. Engler-Prantl, Nat. Pflanzenfam. Bd. 8. Leipzig, 1926.

Erläuterung zur Taf. I.

Fig. 1. Die Flechte *Coenogonium nigrum* (Huds.) Zahlbr. Habitusbild, nat. Grösse.

„ 2. Verzweigter Fadenstück der Flechte vom Freilandmateriale, ×400.

„ 3. Innerhalb 2½ Monaten neugewachsene Fadenspitze, bei der Kultur der Flechte unter Glassglocke, × 540.

„ 4. Vom Flechtenfaden sperrig auswachsende Pilzhyphe aus einer Kultur in destilliertem Wasser, × 700.

„ 5. Aus der Hyphenrinde herauswachsende Gonidie, von einer *C. nigrum*-Kultur auf Benecke-Agar, × 700.

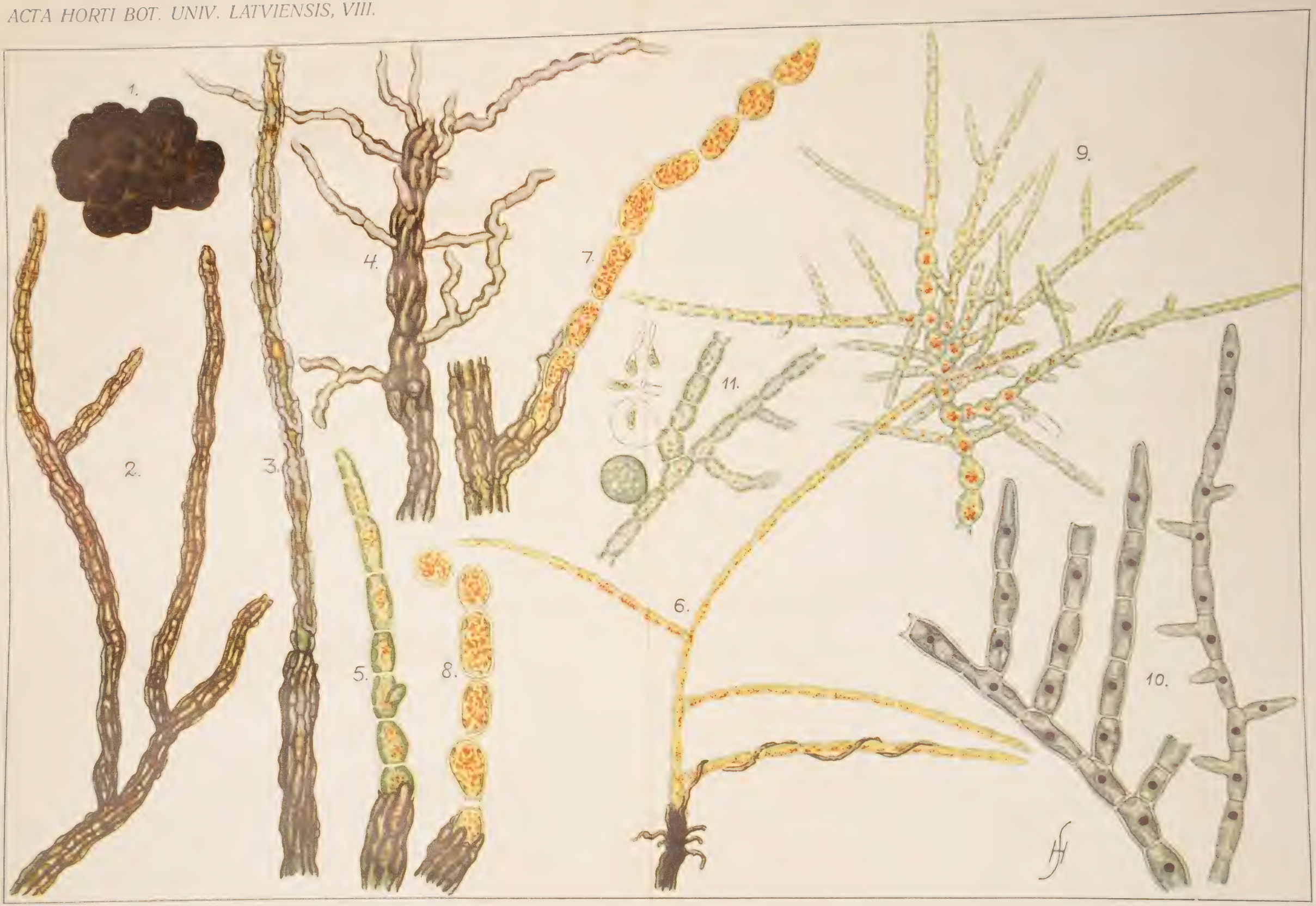
„ 6. Ein grösserer verzweigter Teil der auswachsenden Gonidie beim Trockenwerden der Luft in dem Kulturgefäss: die Zellen werden hämatochromreicher. Eine Pilzhyphe ist stärker als die übrigen gewachsen und hat den unteren Zweig der Gonidiealge in losen Spiralen umwoben, × 400.

„ 7.–8. Beim allmählichen Eintrocknen der Agarkulturen von *C. nigrum* bildet die ausgewachsene Gonidie an den Fadenspitzen Ruhezellen (Akineten), × 700.

„ 9. Ein Sprossstück der Gonidiealge von Reinkultur auf Holz, × 400.

„ 10. Jüngeres und älteres Fadenstück der reingezüchteten Gonidie nach Fixierung mit Carnoy'schem Gemisch und Färbung mit Heidenhains-Eisenhämatoxylin, × 700.

„ 11. Fadenstück der Gonidie mit Kugelsporangien; eins davon geöffnet und fast entleert; sichtbar einige Schwärmer (ev. Gameten), × 540.



Valstspapīru spiestuve.

Ķērpis Coenogonium nigrum (Huds.) Zahlbr. un viņa gonidija.

H. Skuja un Margarita Ore.

Starp mūsu smilšakmeņa kriptogāmiem, sevišķi uz dažiem viegli apēnotiem mēreni mitriem iežiem Gaujas ielejā, viena no acīs krītošākām augu formām ir kāda samtaini melna vai melnbrūna ķērpja irdeni tūbveidīgie koplapoņi. Šie tumšie pārklāji vietām spilgti izdalās uz smilšakmeņa sorediozo ķērpju gaišā pamata. Jau pirmos izbraukumos smilšakmeņa kriptogāmu flōras pētīšanai šis augs saistīja ekskursiju dalībnieku uzmanību; bija skaidrs, ka mūsu priekšā viens no siltākās joslās, galvenā kārtā trōpos, plaši izplatītās cenogoniacēju dzimtas pārstāvjiem. Somu ievērojamais lichenolōgs Wainio noteica viņam vēlāk aizsūtītos auga paraugus par *Cystocoleus ebeneus* (Dillwyn) Thwaites. Bet tā kā pie *Cystocoleus*, ko līdz pat pēdējam laikam uzskatīja par identisku ar *Racodium* ģinti, gonidijai vajadzēja būt kādai kladoforai, mūsu ķērpis turpretim, acīmredzot, saturēja kādu trentepōliju, augu aizsūtīja vēl austriešu ķērpju speciālistam Zahlbruckner'am; pēdējais to atzina par *Coenogonium germanicum* Glück. Vēlāk Zahlbruckner's noskaidrojis tomēr, ka, pamatojoties uz prioritātes likumu, sugas nosaukumam jābūt *C. nigrum* (Hudson). Ieinteresēti no šī ķērpja bioloģijas un citiem jautājumiem, autori veltīja plašāku darbu arī viņa gonidijas izolēšanai un izpētīšanai tīrkultūrā. Šo pētījumu galvenie rezultāti būtu sekoši.

Atšķeļot *C. nigrum* kopā ar lielāku substrāta resp. smilšakmeņa gabalu no ieža, to izdodas piemērotos apstākļos uzturēt ilgāku laiku (pāri par pusgadu) dzīvu un augšanas spējīgu arī slēgtās telpās, piem. labōrātorijā zem stikla zvana. 1. tabulas 1. zīm. rāda krāsainā attēlā daļu auga koplapoņa dabīgā lielumā; šie koplapoņi sastāv no neskaitāmu pavedienu režģijuma. 2. zīm. redzams atsevišķs pavediens pie stiprāka pavairojuma un 3. zīm. kāda pavediena pustreša mēneša laikā kultūras apstākļos jaunizaugušā galotnes daļa. Šos audzēšanas mēģinājumus izdarīja, lai arī ziemā būtu darbam nepieciešamais dzīvmateriāls ik brīdi pie rokas. Līdztekus ar kulturām uz dabīga substrāta autori mēģināja ķērpi audzēt destillētā un vada ūdenī, Benecke's šķīdinājumā un uz Benecke's agāra. Šķidruma gadījumā ķērpja koplapoņa gabaliņus kultivēja gan peldoši uz šķidruma, gan nogremdētus. Destilētā ūdenī varēja novērot vienīgi sēnes

hifu izaugšanu, pie tam stipri atspurus, sevišķi ķērpja pavedienu galos, kā tas redzams 1. tabulas 4. zīmējumā; te liekas, itkā hifi meklētu viņiem dotā vidē pēc kādiem barības sāļiem. Tomēr arī hifu augšana destillētā ūdenī izbeidzas samērā drīz. Kulturās ar vada ūdeni, sevišķi nogremdētos ķērpja sacerojumos, gonidijas dažās nedēļās izauga tālu ārā no hifu segas (1. teksta zīm.) un vairāk vai mazāk sazaroja. Tā radušās jaunās gonidijas vasas bija tomēr diezgan trauslu maigu struktūru un pabāliem chrōmatoforiem. Haimatochrōmu varēja novērot tikai nedaudzu mazu graudiņu un pilienu veidā šūnas vidusdaļā. Līdzīga gonidijas izaugšana redzama arī Benecke's šķīdinājumā, bet te vasas spēcīgākas un šūnu chrōmatofori spilgti zaļi. Interesantus novērojumus izdevās izdarīt kultūrās uz agāra. Nelielus, rūpīgi no citiem organismiem un piemaisījumiem atšķirtus, tīrus ķērpja koplapoņa gabaliņus ar sterilizētu adatu vai pinceti pārnesa uz agāra un ar pamatu viegli iegremdēja gelā. Sākumā kādu laiku auga vienmērīgi viss ķērpis, bet tad drīz vien alga izlauzās pavedienu galotnē vai sānos no hifu mizas un aizsteidzās tālu priekšā hifu pieaugumam; mūsu tabulas 5. zīm. rāda to krāsainā attēlā. Vēlāk tomēr, ļaujot agāram lēni iekalst un pieaugot gaisa sausumam kulturas traukā, sulīgi zaļajās gonidijas šūnās stipri pieņemas haimatochrōma daudzums un tās top oranži dzeltenbrūnas (1. tab., 6. zīm.). Šie novērojumi rāda, ka haimatochrōma rašanās šūnās ne tik daudz atkarājas no apgaismojuma spilgtuma, kā vides resp. gaisa sausuma. Vēl tālākā stadijā algas pavedienu šūnmembrana uzbiezinās, kutikulārā kārta uzplīst un atvevišķie elementi sāk noraisīties apaļu vai iegarenu snaudšūnu jeb akinetu veidā. Šī mūsu gonidijas miera jeb izturības stadijas ļoti līdzīgas parastās gaisa algas *Trentepohlia umbrina* vienšūnu vai nedaudzšūnu akinetiem, tikai apmēram uz pusi mazākas, kā tie.

Apskatītās kultūras noderēja tālāk par izejas materiālu gonidiālās algas tīrkultūrām. Pēdējo iegūšanai izmeklēja zem mikroskopa spēcīgi izaugušas tīras gonidijas daļas, ar griežamo adatu tās atdalīja, vairākkārt mazgāja pārnesot sterilizēta vāja Benecke's šķīdinājuma pilienos un no turienes tālāk gan uz agāra, gan 1 cm^2 lielām barības šķīdinājumiem piesātinātām sterilizēta egles, bērza un lazdas koka plāksnītēm. Uz visiem šiem substrātiem mūsu alga auga un attīstījās ļoti labi, izaugot mēģinājuma beigās, apmēram pēc 7—8 mēnešiem, par 0,5—1 cm^2 lieliem un 2—3 mm augstiem zaļiem vai dzeltēnzaļiem sacerojumiem; neliela daļa no tāda sacerojuma redzama 1. tab. 9. attēlā, kurpretim 10. āttēls rāda ar Heidenhain'a dzelzs haimatoksilinu krāsotus fiksētus pavedienus, lai demonstrētu šūnu vienkodolainību.

Kaut gan alga auga spēcīgi, reprodukcijas organi tai neattīstījās. Tikai kultivējot barības šķīdinājumā ar pastiprinātu monokalijfosfāta devu uz pavedieniem, kā sānizaugumi, sāka veidoties apaļas klejoņu tvertnes (tab. 11. zīm.). Vienā gadījumā izdevās novērot arī kādas atvērušās tvertnes tuvumā divskropstainus klejoņus. Pēc visām pazīmēm spriežot, šīs tvertnes ir gametangiji un viņu produkti, tā tad, dzimumšūnas.

Ķērpja *C. nigrum (= germanicum)* pirmais noskaidrotājs un pētītājs Glück's viņa gonidiju uzskatīja par jaunu *Trentepohlia*-sugu un nosauca to par *Tr. germanica.* Glück's domajās to vietumis atradis arī brīvi augam minētā ķērpja tuvumā. Autori, analizējot pēc Glück'a datiem brīvo *Tr. germanica,* kā arī salīdzinot ar viņu tīrkulturā iegūtās gonidijas un pazīstamo Europas *Trentepohlia*-sugu iezīmes (sk. te arī 2. un 3. teksta zīm.), nāk pie slēdziena, ka no ķērpja izolētā gonidija stāv vistuvāk *Umbrina*-grupas trentepōlijām no vienas, Glück'a aprakstītai brīvai *Tr. germanica* no otras puses; identificēt ar pēdējo, pirms tā nav no jauna un rūpīgāk izpētīta, vai vispār ar kādu no zināmām Europas trentepōlijām, gonidiju tomēr nav iespējams: starpības iezīmēs autoriem šķiet te pārāk lielas. Ņemot vēl vērā, ka cenogoniācejas visumā ir siltāko joslu augi, nav izslēgta varbūtība, ka *C. nigrum* gonidija ir kāda eksotiska, varbūt paleotrōpa trentepōlija, kas tā tad pie mums vispār nav brīvā veidā ārpus ķērpja ķermeņa sastopama. Tādā kārtā rodas jautājums arī par paša ķērpja izplatības vēsturiski-ģeografisko momentu. Tā kā *C. nigrum* vairojas acimredzot tikai veģetātīvi pavedienu daļām, tad izplatīšanās uz lielākiem attālumiem te stipri apgrūtināta. Lai izskaidrotu viņa ziemeļu robežas atsevišķo, samērā tālu viens no otra stāvošo, augteņu izcelšanos autoriem visticamāk liekas, ka šīs disjunktās augtenes ir relikti punkti no kādreizēja plašāka un viengabalaināka areāla atlantiskā laikmetā, vietas, kur ķērpis uzglabājies pateicoties labvēlīgiem mikroklimatiskiem apstākļiem. Arī tam apstāklim, ka abas Europas cenogoniācejas — *Coenogonium nigrum* un *Racodium rupestre* — ir tumšā, gandrīz melnā krāsā (tumšu hifu miza), te piekrīt varbūt diezgan ievērojama loma, jo šie tumšie lapoņi stiprāk absorbē siltuma starus.

Über Trentepohlia annulata Brand.

H. Skuja.

Unter den bekannten heimischen *Trentepohlia*-Arten Europas nimmt die von Brand, 1902, aus Oberbayern beschriebene *Tr. annulata* sowohl hinsichtlich gewisser morphologischer Eigentümlichkeiten, wie ihres Vorkommens und ihrer Verbreitung wegen eine Sonderstellung ein. Bekanntlich hat Brand bei ihr eine besondere Form von Schwärmerbehältern, die er Trichtersporangien nannte, festgestellt. Diese sollen nebst den sitzenden Gametangien bzw. Kugelsporangien — die ebenso geschlechtliche Schwärmer produzierenden flaschenförmigen Bildungen einschliessend — und nebst den Zoosporen bildenden Stiel- bzw. Hackensporangien ihrer Entstehung nach einen dritten Haupttypus von Behältern in der Gattung *Trentepohlia* bilden. Die meisten späteren Forscher halten aber das Trichtersporangium, wohl mit Recht, nur für eine Abart des Stielsporangiums. Wir kommen jedoch zu dieser Frage noch weiter unten zurück. Seit dem Entdecken ist die Alge ausserhalb Bayern von Gutwinski (1909) noch an einer Stelle in der Tatra (Zakopane) und von Dvorák, Prát (1914) und Fischer (1922) als ziemlich verbreitet auch in dem böhmisch-mährischen Höhengebiete, sowie den Sudeten gefunden worden. Allerdings hat Gutwinski die Alge unter einem neuen Namen — *Tr. malleiformis* — angeführt; dass es sich jedoch um die Brand'sche *Tr. annulata* handelt, geht sicher aus seiner Beschreibung und Abbildung (l. c. p. 433, tab. 7, fig. 4a-f) der Form hervor. In dem genannten mitteleuropäischen Verbreitungsgebiete soll die Alge meist in einer Höhe von 450—750 m ü. d. M. vorkommen und dürfte als ausgesprochene Bergbewohnerin diese Höhenzone nur selten verlassen. In Bayern, wie an den erwähnten Fundorten in Czechoslovakien und Polen ist *Tr. annulata* bisher auf anderen Bäumen als *Picea* noch nicht beobachtet; dabei wächst sie sowohl auf horizontalen Schnittflächen, wie Stämmen und aus der Erde herausragenden Wurzeln der Fichte.

Vor etwa drei Jahren in einer Mitteilung über die Algen der Naturschonstätte Moricsala in Lettland notierte ich das Auffinden von *Tr. annulata* in grösserer Menge auch auf diesem Inselchen des Usma-Sees. Bereits zum ersten Male hatte ich aber diese *Trentepohlia* im Gebiet schon früher gefunden und

dies in meinen „Vorarbeiten“ III, 1927, vermerkt. Dabei beabsichtigte ich auch einen speziellen Aufsatz hierüber zu veröffentlichen. Doch erst jetzt benutze ich die Gelegenheit, um hier, im Anschluss an die kurze Besprechung der lettländischen *Trentepohlia*-Arten beim Vergleich dieser mit der Gonidie von *Coenogonium nigrum,* auch meine Beobachtungen über jene ziemlich seltene und verhältnismässig wenig bekannte Form zu geben. Der erste heimische Fundort unserer Alge liegt in der Provinz Zemgale, im Fichtenmischwalde von Bērze-Sīpele bei Slampe, wo ich sie am 13. April 1927 auf der geneigten, von der Borke entblössten kahlen Wurzeloberffäche eines leicht vermoderten Fichtenstockes fand; sie kam hier spärlich zwischen den Lagerschuppen und Podetien kärglich wachsender Cladonien, an mässig beschatteter ziemlich feuchter Stelle vor. Der zweite lettländische Fundort auf dem obenerwähnten Inselchen im Usma-See aus der Provinz Kurzeme ist an Erlenbruch- und Fichtenmischwalde, sowie teils auch am Laubwalde gebunden, wo die Alge häufig auf liegenden, jedoch noch wenig vermoderten Baumzweigen, Stöcken und Holz von *Picea, Pinus, Betula* und *Quercus,* an nassen oder feuchten mässig beschatteten Stellen, die nur bei Hochsonne eine kurze Zeit auch direkt bescheint werden können, zu finden ist. Meist kommt *Tr. annulata* in reinen Beständen, seltener vergesellschaftet mit anderen mesathmophytischen Formen, wie *Mesotaenium macrococcum, Stichococcus bacillaris, Coccomyxa dispar* und *Gloeocystis rupestris* vor.

Die erwähnten lettländischen Fundorte von *Tr. annulata* liegen nur etwa 10—25 m ü. d. M.

Die Pflanze wächst rasenförmig in sammetartigen niedrigen, 0,5—1, selten bis 1,5 mm hohen gelbgrünen oder bräunlichen Überzügen; an stark nassen Stellen ist die Farbe mehr grünlich. Aus einem kriechenden verzweigten, teils zu pseudoparenchymatischen Gebilden zusammengeschlossenen Basalteile erheben sich, meist nur am Grunde spärlich verzweigte, verbogen aufstrebende, oben gewöhnlich einfache, gleichmässig starke 9,5—19 μ dicke aufrechte Zweige; ihre Gliederzellen sind zylindrisch bis leicht tonnenförmig bzw. an den Querwänden schwach eingeschnürt, $1^1/_2$—3 mal so lang als breit; diese des Basalteils sind mitunter mehr angeschwollen, bis 25, ja sogar 33 μ breit. Die Spitzenzelle ist von den übrigen kaum verschieden, bis 5 Quermesser lang, am Ende abgerundet. Das Wachstum erfolgt hauptsächlich durch diese, doch kommen häufig auch interkalare Zellteilungen vor (Abb. 1, Fig. 2s). Die Zellmembran ist hyalin, scheinbar homogen, bis 2 μ dick; nur an den Querwänden und den Insertionsstellen der Äste lässt

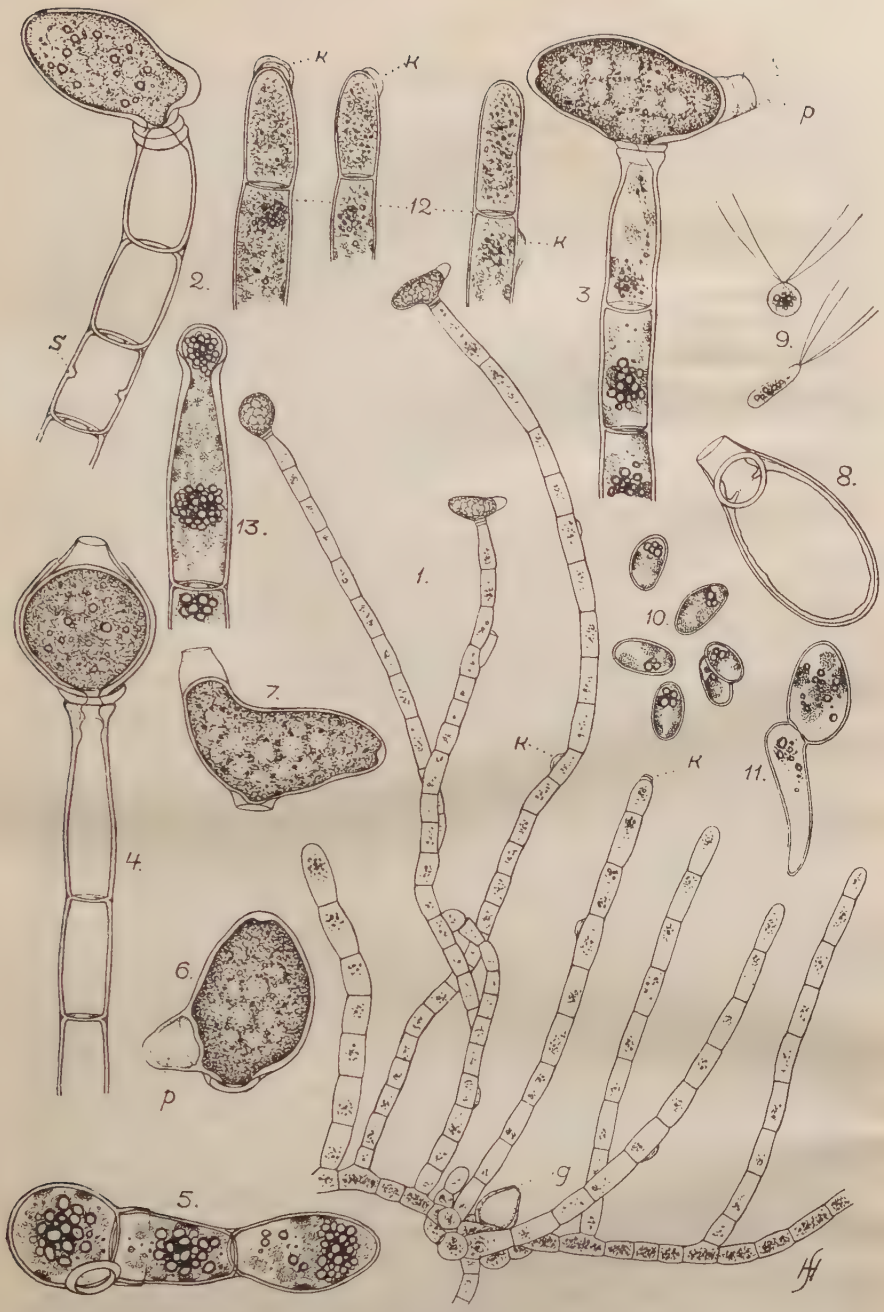


Abb. 1. Fig. 1—13 *Trentepohlia annulata.* 1 Sprossstück mit Trichtersporangien (Zoosporangien), einem Gametangium (g) und Pektinhütchen (k); 2 junges Zoosporangium, bei s interkalare Zellteilung; 3 reifes nicht abgefallenes Zoosporangium, bei dem nach Benetzen mit Wasser die gequollene Pektinmasse (p) aus dem Entleerungskanal hervortritt; 4 kugelig ausgebildetes halbgeöffnetes Zoosporangium; 5 Keimung eines überreifen abgefallenen Behälters; 6—7 abgefallene reife Zoosporangien; 8 entleertes Zoosporangium; 9 die tetrakonten Zoosporen; 10 aus den Zoosporen hervorgegangene junge Keimpflänzchen; 11 erste Zellteilung eines Keimpflänzchens; 12 Pektinhütchen und ihre Verschiebung; 13 Anlage des Zoosporangiums. Vergrösserung bei 1=×148, 2—13=×534.

es sich eine schuppige Struktur nachweisen. Behandelt man aber die Alge nach Fischer mit 50% Kalilauge und färbt man sie mit einer wässerigen Lösung von Kongorot, so erkennt man deutlich die schon von Brand für einige *Trentepohlia*-Arten angegebene rissig lamellierte Aussenschicht und die homogene bis parallel geschichtete Innenschicht der Membran. Hier sei es auch auf die sog. Cellulosehütchen (Karsten, Brand) kurz eingegangen, die zuerst Caspary an einer Form von *Tr. aurea* beobachtete und als Gelinspitzchen beschrieb. Wie Fischer das nachgewiesen hat, bestehen diese Gebilde eigentlich aber aus Pektinstoffen. Es sind das kappenförmige farblose, geschichtete bis mehr homogene Membranderivate, die bei *Tr. annulata* häufig der Fadenspitze oder irgendwo seitlich an den Gliederzellen aufsitzend zu sehen sind. Der Entstehung nach handelt es sich nun aber um heterogene Bildungen. Die Mehrzahl davon entsteht, wie Brand es festgestellt hat, aus den ringförmigen Membranverdickungen der Subsporangialzelle nach Abwerfung des Behälters, seltener auch von einzelnen verkümmerten, dann abgestorbenen und verschleimten Subsporangial- und Spitzenzellen selbst. Fischer beschreibt für *Tr. odorata* (Lyngb.) Wittr. noch eine dritte Entstehungsweise solcher Gebilde, nämlich durch Sprengung, nach Eintreten von günstigen Wachstumsbedingungen, der bei trockener Witterung gebildeten derben Membran und Ausstrecken der Zelle, wobei an ihrer Spitze Reste der früheren dicken Membran zurückbleiben können. Bei *Tr. annulata* habe ich nun öfters die erst- und letztgenannte Entstehungsweise der Pektinhütchen gesehen, ebenso die allmähliche Verschiebung der Hütchen beim Weiterwachsen der neugebildeten Spitzenzelle, so dass sie später hie und da den Fäden seitlich aufsitzend zu finden sind (Abb. 1, Fig. 1 u. 12k). Die für viele Trentepohlien charakteristische Tüpfelung der Querwände scheint bei *Tr. annulata* nur selten zum Vorschein zu kommen. An den lettländischen Pflänzchen habe ich diese niemals deutlich gesehen; es stimmen also meine Beobachtungen in dieser Hinsicht mit der Angabe Brand's (1902, S. 222): „An den Querwänden (den Basalseptum der Subsporangialzelle ausgenommen) ist in der Regel keine Tüpfelung nachzuweisen" überein. Doch fand Fischer einseitig ausgeprägte Tüpfel auch bei *Tr. annulata*. Offenbar führen die Querwände auch hier diese Gebilde, doch lassen sie sich nur dann bemerken, wenn die Membran bzw. auch die Querwände unter Umständen derber ausgebildet, dicker sind. Über die Natur und Entstehung der Tüpfel bei den Trentepohliaceen überhaupt gehen die Meinungen verschiedener Verfasser wohl ausseinander. Es scheint indessen, dass eventuelle Plasmodesmenverbindung

hier gewöhnlich fehlt, die benachbarten Zellen durch dünne Schliesshaut in den Tüpfeln voneinander getrennt sind. Ob die Schliesshaut der primären Scheidewand einer simultanen Zellteilung entspreche, möge dahingestellt. Fischer (l. c. p. 4—5) meint, dass die Tüpfel der Trentepohlien überhaupt nicht als echte diesartige Bildungen aufgefasst werden können, da sie nach ihm vermutlich durch nachträgliches einseitiges Wachstum der interkalaren Zellen entstehen. Unsere Beobachtungen an auskeimenden Ruhezellen von *Tr. umbrina* (s. Skuja u. Ore, p. 37, Textabb. 3, Fig. 2—4), sowie an interkalarer Zellteilung bei *Tr. annulata* sprechen dagegen dafür, dass die Querwandbildung hier sukzedan angelegt wird und die Tüpfel durch ein nicht vollständiges Zusammenschliessen des zentripetal anwachsenden Septums entstehen.

Die Chromatophoren von *Tr. annulata* sind zahlreich, bis fünfzig, ja sogar hundert in jeder Zelle. Meist sind sie scheibig oder mehr länglich, 2—4 μ im Durchmesser, stellenweise in rosenkranzartig eingeschnürten, mehr oder weniger schief verlaufenden Bändern zusammenhängend, in jüngeren Zellen mitunter peripher dicht zusammengeschlossen in älteren mehr voneinander gerückt. Pyrenoide fehlen stets. Das Hämatochrom spärlicher als bei irgendeiner anderen einheimischen *Trentepohlia*-Art vorhanden, darum die Pflanze gewöhnlich auch mehr von gelblichgrüner bis bräunlicher Farbe. Rotbraune Lager, wie Fischer es anführt, habe ich dagegen nicht gesehen. Der ölgelöste Farbstoff befindet sich in Form von bräunlichorangen Körnern und Tröpfen, bei jüngeren Zellen mehr am apikalen Ende oder in der Mitte, bei älteren Zellen mehr basal zusammengeballt; in den sich lebhaft teilenden Spitzenzellen ist das Hämatochrom, da es teils als Reservestoff mobilisiert und ausgenutzt wird, diffus im ganzen Protoplast verteilt, oder doch nie in so grobkörnigen Anballungen vorhanden. — Die vegetativen Zellen von *Tr. annulata* sind einkernig.

Als Reproduktionsorgane treten Zoosporangien und Gametangien auf. Der erste Behältertypus, der hier als eine Abart von Stielsporangien ausgebildet ist und von dem Entdecker als Trichtersporangien benannt wurde, entsteht einzeln und terminal an den aufrechten Zweigen (Abb. 1, Fig. 1). Seine Ausbildung hat Brand nachträglich (1910) näher verfolgt und beschrieben. Die Anlage des Zoosporangiums an einer Endzelle wird eingeleitet durch flache Einschnürung nahe der Spitze (Abb. 1, Fig. 13); es folgt darauf die Bildung an der Innenseite der Membran einer ringförmigen Verdickung, die nach Brand bald durch die neue Scheidewand durchschnitten wird, so dass dann zwei übereinander liegende Ringe vorhanden sind. Es

scheint mir indessen, dass neue Untersuchungen hierüber noch gewünscht wären. Meine Beobachtungen sprechen dafür, dass die erste ephemere dünne Scheidewand unter dem anfänglichen Ringe angelegt wird, das eigentliche Sporangium aber gegen die Subsporangialzelle noch mittels einer besonderen Membran abgetrennt wird. In der so gebildeten niedrigen Zelle bleiben die zwei Membranringe, von denen der oberste hauptsächlich als Neubildung nachträglich entsteht und durch seinen Zuwuchs den Kreisriss der äusseren Membranschicht unter dem Sporangium, sowie das Emporheben des letzteren bedingt. Wenn das Sporangium reif ist, so geschieht durch eine Quellvorrichtung zwischen den beiden Ringen das Loslösen des Behälters von der Subsporangialzelle, wobei der obere Ring an dem Behälter, der untere auf der Tragzelle festgewachsen bleibt. Diese Einrichtung erinnert so ziemlich an die „doppelt getüpfelten" Sporangien Karsten's, so dass eine Ableitung des Trichtersporangiums von dem letzteren Behältertypus mehreres für sich hat. Die jungen Zoosporangien sind eiförmig oder oval und orthotrop, später wächst jedoch an einer Stelle, gewöhnlich am Grunde des Sporangiums, seitlich eine Ausstülpung, die es in entgegengesetzte Richtung biegt (Abb. 1, Fig. 2). Die Ausstülpung wird grösser und das Sporangium nimmt meist eine querelliptische Lage ein; die Ansatzstelle der Subsporangialzelle befindet sich nun auf der Breitseite der Ellipse, entweder in der Mitte, oder mehr dem Hinten zu genähert. Ausgebildete Zoosporangien (Abb. 1, Fig. 3, 4, 6, 7) sind meist an den Enden etwas vorgezogen, das Hinterende dabei gewöhnlich noch mehr oder weniger stark zurückgeschlagen; seltener sind sie eiformig oder kugelig, 30—58 μ × 17—38 μ gross. In der querellliptischen Form sind die gestielten Zoosporangien einem Hammer nicht unähnlich, was auch Gutwinski veranlasste für unsere *Trentepohlia* den Artnamen „*malleiformis*" zu wählen. Die Wand des Sporangiums ist mässig dick, sie besteht aus einer dünneren Kutikular- und einer dickeren Innenschicht, die am vorderen Pol nach innen meist noch eine scharf begrenzte lokale Verdickung aufweist. An dem Hintenpol des Sporangiums ist die Membran von Anfang an besonders dick und geschichtet; dies wird dadurch bedingt, dass die subkutikulare Pektinschicht hier bald an Mächtigkeit stark zunimmt (Abb. 1, Fig. 2 u. 6); es bildet sich hier eine grosse hyaline lichtbrechende Papille — die spätere Entleerungsstelle des Behälters. Der Inhalt des Sporangiums in reifem Zustande ist kleinkörnig und in viele rundliche, dicht zusammengedrängte hellere Plasmaballen — die in eine Differenzierung befindlichen Schwärmer — zerfallen. Die meisten Zoosporangien lösen sich vor ihrer Eröffnung und Entleerung von der Subsporangialzelle

ab. Nach Benetzen der so abgefallenen oder den Fäden noch aufsitzenden reifen Sporangien mit Regenwasser, Tau etc., kommt die Pektinpapille zur Aufquellung, die Kutikularschicht wird an der Spitze gelöst und die gequollene Pektinmasse stülpt sich als rundlicher Pfropf heraus (Abb. 1, Fig. 3, 4 u. 7). Damit ist aber der Behälter durchaus noch nicht geöffnet, da er noch durch die innere Sporangiumwand geschlossen wird. Bald wird nun auch diese an Stelle des so gebildeten kegeligen Ausschlüpfkanales gelöst und die Schwärmer treten nacheinander durch diesen heraus. Je nach der Grösse des Behälters werden 32—64 Schwärmer produziert. Beim Ausschlüpfen sind sie länglich und leicht abgeplattet bis zylindrisch, eigentlich jedoch basal etwas verbreitert, an den Enden abgerundet, ca. 13 μ lang und 2,5 μ breit, mit vier in zwei Paaren gesonderten Cilien, die etwa 15 μ lang sind. Ihr Protoplast enthält einige kleine scheibige Chromatophore, die von winzigen Tröpfchen des Hämatochroms meist überdeckt sind. Bald runden sie sich dann ab und werden kugelig, etwa 8 μ gross (Abb. 1, Fig. 9). Sie schwimmen eine kurze Zeit noch herum und kommen dann zu Ruhe. Nie habe ich eine Kopulation der Schwärmer gesehen, auch beim Zusammentreffen solcher von verschiedenen Pflanzen; es handelt sich also hier sicher um tetrakonte Zoosporen. Wie Brand es nachgewiesen hat, können die Zoosporen bei *Tr. annulata* mitunter schon in den Trichtersporangien mit einer Membran sich umgeben und so gewissermassen zu Aplanosporen sich umwandeln. Allerdings hat Brand das Ausschwärmen der Zoosporen überhaupt sicher nicht gesehen, ebenso die Zoosporen selbst. Die zu Ruhe gekommenen Schwärmer umgeben sich mit Membran und wachsen zu kleinen ovalen Zellen aus, die mehrere Chromatophorscheibchen und mehr dem einen Ende zu angehäufte Ballen von Hämatochrom enthalten (Abb. 1, Fig. 10). Bei der ersten Teilung dieser Keimpflänzchen wird gewöhnlich eine rhizoidartige Zelle abgesondert (Fig. 11), die aber in der Weiterentwicklung von *Tr. annulata* als solche nur eine vorübergehende Rolle spielt, da sie verkümmert bleibt und der auswachsende Spross sekundär mittels in das Substrat eindringende Verzweigungen des kriechenden Basalteils sich befestigt.

Das Schwärmen der abgefallenen oder noch aufsitzenden Sporangien bei *Tr. annulata* ist jedoch keine Regel. Von der oben erwähnten Aplanosporenbildung, die mehr gelegentlich vorkommt, abgesehen, ist es eine gewöhnliche Erscheinung, dass die Behälter als Ganzes zu Aplanosporangien oder akinetenartigen Bildungen werden und keimen, indem sie aus dem Entleerungskanal einen Keimfaden treiben (Abb. 1, Fig. 5); meinen Beobachtungen zufolge soll bei ungünstigen äusseren Umständen, die zu

Überreifung der Zoosporangien führen, dies sogar die Hauptvermehrungsweise unserer Alge vorstellen. Die Trichtersporangien sind, je nach dem Alter der Sprosse, vom Frühjahr bis zum Spätherbst, also die ganze Vegetationszeit hindurch anzutreffen.

Ausser den Zoosporangien kommen bei *Tr. annulata* noch Gametangien, obschon viel seltener, vor. Sie sind erst von Fischer beschrieben und abgebildet. Es gelang mir nur nach längerem Suchen, beim Durchsehen grösseren Materiales von Moricsala am Basalteil eines trichtersporangientragenden Sprosses ein leeres Gametangium anzutreffen; dies war mehr vom Flachentypus, etwa 45 μ lang und 30 μ breit (Abb. 1, Fig. 1 g). Nach Fischer ist die gewöhnliche Form der Gametangien aber kugelig bis elliptisch, bei einer Länge von 29—52 μ und einer Breite von 16—30 μ.

Solten wir nun noch kurz auf die Verbreitung von *Tr. annulata* zurückkommen, so ist es zu erwarten, dass diese bemerkenswerte Alge auch an anderen Stellen mit geeigneten ökologisch-edaphischen Bedingungen in Lettland gefunden wird. Und nicht nur in Lettland, sondern auch im übrigen gemässigten Nordeuropa ist sie wahrscheinlich hie und da zu Hause. Dass sie dennoch bisjetzt nur selten bemerkt worden ist, erklärt sich wohl durch die grosse Aehnlichkeit der *Tr. annulata*-Ueberzüge mit Protonemata der Moose.

Literaturverzeichnis.

Brand, F., Zur näheren Kenntnis der Algengattung Trentepohlia Mart. Beih. Bot. Centralbl. Bd. 12. Jena, 1902.

— —, Ueber Stiel- und Trichtersporangien der Algengattung Trentepohlia. Ber. Deutsch. Bot. Ges. Bd. 28. Berlin, 1910.

Fischer, R., Die Trentepohlia-Arten Mährens und West-Schlesiens. Oestr. Bot. Zeitschr. Bd. 71. Wien, 1922.

Gutwinski, R., Flora algarum montium Tatrensium. Bull. Int. Acad. Sc. T. 3. Cracovie, 1909.

Heering, W., Ulotrichales, Microsporales, Oedogoniales. Pascher's Süsswasserfl. H. 6. Jena, 1914.

Oltmanns, Fr., Morphologie und Biologie der Algen. Bd. 1 u. 3. Jena, 1922 u. 1923.

Prat, S., Trentepohlia annulata Br. in Mähren. Oestr. Bot. Zeitschr. Bd. 63. Wien, 1914.

Skuja, H., Vorarbeiten zu einer Algenflora von Lettland. 3. Acta Horti Bot. Univ. Latv., S. 2. Rīga, 1927.

— —, Die Algenflora der Insel Moritzholm. Arb. Naturforsch.-Ver. zu Riga. N. F. H. 19. Riga, 1931.

— — und Ore, M., Die Flechte Coenogonium nigrum (Huds.) Zahlbr. und ihre Gonidie. Acta Horti Bot. Univ. Latv. S. 8. Riga, 1934.

Par Trentepohlia annulata Brand.

H. Skuja.

Starp pazīstamajām Europas *Trentepohlia* sugām īpatnēju stāvokli kā dažu morfoloģisko iezīmju, tā izplatības ziņā ieņem Brand'a 1902. g. aprakstītā *Tr. annulata*. Kā zināms, Brand's pie viņas atklājis savdabīgu zoosporangiju veidu, ko viņš nosauc par piltuvsporangijiem; pēc šī autora uzskata piltuvsporangiji, blakus kātsporangijiem un gametangijiem, iztaisa īpašu trešo tvertņu tipu *Trentepohlia* ģintī. Vairums jaunāko pētnieku gan domā, ka piltuvsporangiji ir tikai sevišķa kātsporangiju izveidne. Bez Brand'a minētās Bavarijas augtenes, *Tr. annulata* atradis vēl Gutwinskis (1909) Tatros un Dvorak's, Prát's (1914) un Fischer's (1922) samērā bagātīgi Bohemijas-Moravijas kalnājos un Sudetos. Gutwinskis šo augu gan aprakstījis kā jaunu sugu — *Tr. malleiformis*, bet no diagnōzes un zīmējumiem redzams, ka tā ir Brand'a *Tr. annulata*. Pievestajā Vidus-Europas izplatības apgabalā šis augs apdzīvo kalnu joslu 450—750 m augstumā, kur mitinas uz egles stumbriem un sakņu virszemes daļām.

1927. g. 13. aprīlī es uzgāju *Tr. annulata* pirmo reizi ari pie mums Latvijā, tā tad stipri tālu uz ziemeļiem un līdzenumā izvirzītu punktu. Šī atrodne ir Bērzes-Sīpeles jauktais egļu-lapukoku mežs pie Slampes. Te šī alga auga uz apm. 5 gadus veca egles celma starp kladoniju lapoņu lēveriem. Divus gadus vēlāk atradu *Tr. annulata* jau lielākā daudzumā arī Usmas ezera Moricsalā uz zemē gulošiem ietrunējušiem egles, priedes, bērza un ozola zariem, saknēm un veciem celmiem, arī stumbriem, kā alksnāju malās, tā mitrā egļu un lapukoku mežā. Abas šīs augtenes atrodas tikai 10—25 m v. j. l., neskatoties uz to *Tr. annulata* bija krāšņā attīstības stāvoklī un bagātīgi fruktificējoša. Dažādos gados un gadalaikos ievāktais materiāls deva iespēju daudzējādā ziņā papildināt līdzšinējos trūcīgos datus par algas morfoloģiju un vairošanos.

Šī trentepōlija izveido līdz 1,5 mm augstus samtainus pārklājus un sacerojumus dzeltenzaļā vai brūnganā krāsā. No ložņājošas pamatdaļas paceļas taisni vai lokveidīgi uz augšu atejošas 9,5—19 μ resnas cilindriskas ortotrōpas vasas. Pamatdaļā šūnas bieži ir vairāk noapaļotas un līdz 33 μ resnas (zīm. 1, attēls 1). Mēreni biezā membrana lielāko tiesu gluda; viņas ārējā slāņa sašķēlums redzams galvenā kārtā tikai šķērssienu un zaru vietās. Šķērssienu burbiņas parasti nav ievērojamas, tikai tur kur membrana biezāka, tās diezgan labi nojaušamas. Šūnas vienkodolainas un daudziem lēcveidīgiem chrōmatoforiem. Haimatochrōma mazāk kā pie pārējām mūsu trentepōlijām. Jaunās šūnās tas lokalizēts, brūnoranžu eļļainu pilieniņu un

sfairisku graudiņu veidā, šūnas apikālajā galā vai vidū, vecākās šūnās bazālajā galā; galotnes šūnās haimatochrōms lielāko tiesu vienmērīgi izkliedēts periferajā plasmā, jo, kā pa daļai rezervviela, tā dalīšanas norisē tiek mobilizēta un izmantota. Augšana notiek galvenā kārtā ar galotnes šūnu, bet diezgan bieži novērojama arī interkalāra šūndalīšanās.

Kā reprodukcijas organi pie *Tr. annulata* attīstās zoosporangiji un gametangiji. Zoosporangiji izveidoti te kā kātsporangiju sevišķs novirziens, tā dēvētie piltuvsporangiji. Tie attīstās termināli uz ortotrōpajām vasām. Nobriedušā veidā viņi šķērsovāli (zīm. 1, attēli 1, 3, 4, 6, 7), piestiprināti uz nesējšūnas ovāla platajā pusē. Nesēj- jeb subsporangiālā šūna augšgalā vairāk vai mazāk sašaurināta; starp viņu un sporangiju nodalās zema šūna, kuŗas apvalks veido divus vienu uz otra stāvošus uzbiezinājuma gredzenus. Vēlāk starp abiem šiem gredzeniem notiek sporangija atdalīšanās no nesējšūnas, pie kam augšējais gredzens paliek pie sporangija, apakšējais uz nesējšūnas. Ar laiku pēdējais pārveidojas un rada uz atjaunotās galotnes šūnas bezkrāsainu slāņotu vai homogenu membranas cepurīti (zīm. 1, att. 1 u. 12 k). Šis veidojums pie trentepōlijām var gan dažkārt ari citādi izcelties un, proti, gan no reducējušamies galotnes un subsporangiālām šūnām, gan ari biezākai membranai, kas radusies algai lēni augot sausumā, iestājoties mitrā laikā pastiprinātai augšanai, sašķeļoties; ja nu šūna stiepjas garumā, viņas galotnē vai sānos var palikt agrākā biezā apvalka atlieka.

Nobriedušo zoosporangiju bazālajā galā izveidota liela noapaļoti kōniska membranas papile — vēlākā klejoņu atbrīvošanās vieta. Tās iekšējā daļa sastāv no pektinvielām, kas ūdenī uzbriest un izspiežas pa galu ārā (zīm. 1, att. 3, 4, 6, 7). Bet zoosporangiju noslēdz vēl iekšējais apvalks. Beidzot arī tas papiles vietā rezorbējas, un klejoņi caur radušos kanāli pa vienam iznāk no tvertnes. Skatoties pēc tvertņu lieluma, tās satur 32—64 tetrakontus klejoņus. Sākumā tie ir gareni, bet vēlāk noapaļojas (zīm. 1, att. 9). Pēc kāda laika zoosporas beidz kustēties, nomet skropstis un apklājas ar membranu (att. 10). Pirmā šūna ko dīgaugs nodala ir rizoidāla (att. 11), bet vēlāk augs piestiprinās substratam sekundāri ar ložņājošās vasas daļas ataugām. Bet zoosporangiji pie *Tr. annulata* ļoti bieži, sevišķi ja tie, pastāvot klejoņu atbrīvošanai nelabvēlīgiem apstākļiem, pārstāvas, funkcionē kā aplanosporangiji vai pat akineti un dīgst tieši, dodot veģetātīvu pavedienu (zīm. 1, att. 5). Pie *Tr. annulata* zoosporangiji attīstās visu veģetācijas laiku, no agra pavasaŗa līdz vēlam rudenim. Gametangiji turpretim novērojami visai reti un man izdevās tikai reiz atrast vienu tukšu tvertni kāda auga pamatdaļā (att. 1 g).

Versuche über die frühtreibende Wirkung der Wasserbäder von 35—100° C auf die Turionen von Stratiotes aloides L.

Von Auseklis und Benita Vegis.

Einleitung.

Schon im Herbste 1931 hat einer von uns bei der Einsammlung der Turionen von *Hydrocharis morsus ranae* gleichzeitig auch eine Anzahl Turionen der ebenda wachsenden *Stratiotes aloides* gesammelt. Ein mit diesen im Winter 1931 ausgeführter Vorversuch (die Turionen wurden 30 Sekunden lang bei 55° C gebadet) überraschte durch seine ausgezeichneten Resultate. Während die zur Kontrolle gebrachten Turionen nur im Frühling sich zu entfalten begannen, waren die gebadeten schon nach 2 Wochen fast vollständig „ausgekeimt". Die Resultate waren also sehr bald sichtbar und, was auch von grosser Bedeutung, recht eindeutig. Anders lagen die Verhältnisse bei den in früheren Versuchen gebrauchten Turionen von *Hydrocharis morsus ranae*. Hier entfalteten sich in der Zeit der tiefsten Ruhe bei spärlicher Beleuchtung der trüben Tage die behandelten Turionen infolge ihres grossen Lichtbedürfnisses sehr langsam, und ein Teil von ihnen blieb sitzen. Ausserdem werden die *Hydrocharis*-Turionen, selbst die unbehandelten, stark von Wasserpilzen, zum Teil auch von Bakterien befallen, und um die Turionen vor Fäulnis zu schützen, war es nötig sie oft abzuspülen, wozu man beim Arbeiten mit umfangreichen Versuchsserien, besonders infolge der langsamen „Keimung" der Turionen sehr viel Zeit braucht. Mit den Turionen von *Stratiotes* war es in dieser Hinsicht viel einfacher, denn waren die Turionen nicht beschädigt, so konnten sie monatelang aufbewahrt werden, ohne dass man sie zu spülen brauchte. Selbst bei den Turionen, die beim Baden ein wenig beschädigt wurden, genügte eine zweimalige Abspülung. Alle diese Umstände, wie auch der Wunsch mit einem Objekte zu arbeiten, der frei von den störenden spezifischen Eigentümlichkeiten der *Hydrocharis*, ihrer grossen Lichtbedürfnis, und auf solche Weise geeigneter zur Klärung allgemeiner Fragen wäre, veranlasste uns den Turionen von *Stratiotes* besondere Aufmerksamkeit zu widmen. Als Wasserpflanzen und von den Einflüssen des Mutterorganismus isolierte Gebilde besitzen die Turionen von *Stratiotes* im übrigen dieselben Vorteile,

wie diejenige von *Hydrocharis;* nur ist es schwieriger sie in grösseren Mengen einzusammeln.

Die Knospen von *Stratiotes* entstehen in der Achsel einzelner Laubblätter, und zwar sind es meist 1—2, selten 3—4, welche sich nebeneinander in einer Blattachsel bilden können. Die Bildung der Knospen von *Stratiotes aloides* wurde im Jahre 1825 von Nolte zum erstenmal näher untersucht. Wohl hat er die Winterknospen ausführlich beschrieben (S. 4), auch ihre grosse Bedeutung für die rasche Vermehrung der Pflanze betont, jedoch in mancher Hinsicht blieb ihm die wahre Natur der Winterknospen von *Stratiotes* unbekannt So braucht er die Bezeichnung Winterknospen nicht und erwähnt mit keinem Wort die Ruheperiode der Knospen, vielmehr ist aus seinen Beschreibungen zu entnehmen, dass alle Knospen schon im Spätsommer oder im Herbste treiben (S. 5 f.) und nicht die Knospen, sondern die aus ihnen entfalteten neuen Pflanzen überwintern. Weiter ist er der Meinung, dass die Knospen sich stets auf der Mutterpflanze entfalten und durch Verlängerung ihres Stiels Ausläufer bilden und, erst nachdem die neuen Individuen Wurzeln hervortreiben, sie sich von der Mutterpflanze absondern. Geschlossene Knospen können nach Nolte bisweilen durch zufällige Ursachen von der Mutterpflanze gewaltsam getrennt werden. Von einer natürlichen Abtrennung der Knospen erwähnt er nichts. Irmisch (1865, S. 86) aber schreibt schon an einer Stelle: „An einer Pflanze... bildeten sich gegen den Herbst in der Achsel zweier Laubblätter zwei mit einer kurzen Achse versehene kleine Winterknospen, die sich später von der Mutterpflanze loslösten und zu Boden sanken..." Glück aber (1906) bezeichnet noch die Winterknospen von *Stratiotes* als „unechte Turionen die meist noch auf der Mutterpflanze zur Auskeimung gelangen" (S, 223). Jedoch, wie wir weiter sehen werden, kann man diese Behauptung nur auf einen Teil der Knospen von *Stratiotes* beziehen, keinesfalls aber auf ihre echten Winterknospen ausdehnen.

Gewisse Klarheit in dieser Hinsicht finden wir bei P. Graebner (1908). Er erwähnt schon Knospen, die einen frühzeitig streckenden Stiel (Stengelglied), welcher zwischen den Blättern hervorwächst und zum Ausläufer wird, besitzen, und schreibt weiter: „Sämtliche Ausläufer lösen sich leicht am Grunde ab, jedenfalls bei einem bestimmten Grade der Entwicklung. Die jungen Pflanzen werden dadurch selbständig" (S. 701 f.). Weiter spricht Graebner über Vermehrungsknospen oder Winterknospen und macht darauf aufmerksam, dass „soweit die auf kürzeren Stielen in den Blattachseln stehenden Knospen von solchen Blättern getragen werden, die später zerfallen resp. zunächst zurückgeschlagen werden, lösen sie sich im Herbst von

der Mutterpflanze ab und sinken zu Boden, selbstständig überwinternd. Sie sind denen, die zwischen den überwinternden Blättern eingeschlossen bleiben, sehr ähnlich gestaltet". Weiter weist er darauf hin, dass diese Knospen den Winter in verchlossenem Zustande überdauern und sogar Anfang April hat er sie im Bassin unverändert gefunden. Dagegen überwintern die jungen aus den Ausläufern entstandenen Pflanzen am Grunde als solche im entfalteten Zustande.

Auch wir haben bei Einsammlung des Knospenmaterials beobachtet, dass viele Knospen noch im engen Zusammenhange mit der Mutterpflanze schon mit der Entfaltung begonnen hatten. Doch waren diese Knospen immer langgestielt. Da wir sie selbst im Spätherbste in den verschiedensten Stadien der Entfaltung beobachtet haben, so haben wir der Eindruck bekommen, dass sie kaum eine ausgeprägte Ruheperiode besitzen. Nur in jüngeren Entwicklungsstadien, während sie sich noch zwischen den Blattscheiden der Mutterpflanze befinden, sind diese Knospen geschlossen, sobald aber sie durch Streckung ihrer Stiele zwischen den Blättern hervortreten, beginnen sie mit der Entfaltung. Von der zweiten Gruppe der Knospen, den wahren Winterknospen, unterscheiden sie sich im geschlossenen Zustand durch die Länge des Stieles, auch durch seine Dicke und grüne Färbung. Auch die Knospen selbst waren im Herbste gewöhnlich hellgrün, verhältnismässig gross und locker gebaut, mit abgerundetem Basalteile. Sie von dem Stiele abzutrennen war selbst im Spätherbste und in mehr oder weniger entfaltetem Zustande schwer. Nur beim Zusammenbiegen zerbrach der Stiel, dabei an keiner bestimmten Stelle und fast nie an der Basis der Knospe. Von der Anwesenheit einer Trennungsschicht kann hier kaum die Rede sein.

Eine Entfaltung der kurzstieligen Turionen, der wahren Winterknospen, auf der Mutterpflanze im Herbste haben wir fast nie beobachtet, im Frühjahr 1934 konnten wir das nur in sehr seltenen einzelnen Fällen feststellen. Auch dann war die Verbindung der Turionen mit der Mutterpflanze eine sehr lockere. Überhaupt sind die kurzen Stiele dieser Knospen immer dünner als bei den schon erwähnten Knospen der Ausläufer und vollständig farblos — weiss. Schon verhältnismässig früh wird an der Basis des Turio, da wo er mit dem Stiele grenzt, eine Trennungsschicht ausgebildet, wodurch die Turionen ziemlich leicht von der Mutterpflanze, dem Stiele, abtrennbar sind. Besonders leicht sondern sich die Turionen im Spätherbste von der Mutterpflanze ab. Gerade infolge dieser ihrer Eigenschaft war ihre Einsammlung in dieser Jahreszeit mühevoll, denn auf den aus dem Wasser herausgezogenen Pflanzen waren nur we-

nige Turionen vorhanden und dieselben waren auch oft schon losgelöst, sich nur zwischen den Blattscheiden haltend. Die Mehrzahl der Turionen schwamm frei im Wasser umher. Im Frühling des Jahres 1934 (den 8. April), als wir die *Stratiotes*-Teiche besuchten, fanden wir Turionen in grosser Menge frei umher schwimmend. Zum Teil waren sie mehr oder weniger ausgekeimt z. T. aber noch ungekeimt. Im Zusammenhange mit der Mutterpflanze wurden in dieser Zeit nur ganz wenige Turionen gefunden. Von den ungefähr 50 untersuchten Pflanzen besassen solche, nur drei und dieselben lösten sich schon bei einer leichten Berührung. Die langgestielten Knospen, die Knospen der Ausläufer sassen auch jetzt in verschiedenen Stadien der Entwicklung, resp. Keimung fest an ihren Stielen und wiesen keine Trennungsschicht auf. Damit wollen wir keineswegs die Bildung der Trennungsschicht bei diesen Knospen überhaupt bestreiten, sondern nur betonen, dass sie jedenfalls nicht frühzeitig stattfindet.

Hier müssen wir bemerken, dass auch Glück (l. c.) bezüglich *Stratiotes* schreibt: „Diese Turionen können, sofern sie durch irgendwelche äussere Faktoren von der Pflanze isoliert werden, später zu selbstständigen Individuen heranwachsen . . .“ jedoch ebenda weiter, „In der Regel jedoch findet die Fortentwicklung der Turionen statt, solange sie noch mit der Mutterpflanze in Verbindung stehen“ (l. c., S. 92). Einen gewissen Unterschied zwischen den Knospen, scheint es, hat auch er beobachtet, denn er schreibt: „Während der Auskeimung bleiben dieselben — und es gilt das von den kleinsten Knospen, entweder zwischen den Blattscheiden sitzen um bald darauf*) von dem äusserst minutiösen, 3—18 mm langen und weisslichen Stielchen abgestossen zu werden; oder sie werden- und es gilt das von den grossen kräftigen Knospen — aus der Basis der Blattrosette herausgeschoben auf einen mehr oder weniger langen Stiel . . .“ Doch wie wir schon erwähnt haben, haben wir es hier nicht nur mit grösseren und kleineren Turionen zu tun, sondern mit zwei verschiedenen Knospenarten**), die auch bei gleicher Grösse von einander unterscheidbar sind. Die kurzstieligen Turionen sind viel kompakter als die Knospen der Ausläufer und ausserdem besitzen sie oft im Herbste, besonders in einem schon reifen Zustande, eine dunkle Färbung, infolge reichlichen Anthocyangehaltes in den äusseren Knospenblättern. Gerade nach diesem Merkmale war es leicht die reifen Turionen von den unreifen zu unterscheiden.

*) Von mir gesperrt.

**) Auf den Unterschied von langgestielten und kurzstieligen Knospen hat uns auch Prof. E. Spohr aufmerksam gemacht.

Aus den Beobachtungen, die wir bei der Einsammlung des Turionenmaterials bei Tausenden von Pflanzen gemacht haben, haben wir den Eindruck erhalten, dass bei *Stratiotes* die zwei Knospenarten, Turionen und Knospen von Ausläufern, infolge ihres verschiedenen Verhaltens bei weiterer Entwicklung, scharf voneinander getrennt werden müssen. Es muss jedoch hier erwähnt werden, dass man zwischen der Bildungszeit der Ausläuferknospen und der Turionen keine scharfe Grenze ziehen kann, denn wir haben vielfach bei demselben Individuum wie Ausläuferknospen, so auch Turionen in verschiedenen Stadien der Entwicklung beobachtet. Neben den ganz reifen Winterknospen haben wir ganz junge Ausläuferknospen gefunden und umgekehrt. Selbst in der Achsel ein und desselben Blattes sind oft beiderlei Knospen zu finden. Weiter scheint es uns, dass wir ein volles Recht haben zu behaupten, dass die kurzstieligen Winterknospen von *Stratiotes* als echte Turionen, die nach der erlangten Reife sich meistens von der Mutteraxe loslösen und erst nach zurückgelegter winterlichen Ruheperiode keimen, betrachtet werden müssen. Die in der älteren Literatur vorhandenen Angaben über das in der Regel stattfindende Auskeimen der Winterknospen auf der Mutterpflanze sind augenscheinlich dadurch erklärbar, dass man die Ausläuferknospen von den Winterknospen nicht genügend unterschied.

Für unsere Versuche haben wir nur die kurzstieligen, von der Mutterpflanze leicht isolierbaren Knospen, wahre Turionen, gebraucht.

Über die Ruheperiode der Winterknospen von *Stratiotes aloides* und ihre Aufhebung ist im Jahre 1930 die Arbeit von P. Wiśniewski erschienen. Wie die der Arbeit beigegebenen photographischen Aufnahmen zeigen, hat auch Wiśniewski für seine Versuche echte Turionen gebraucht. Unteranderem hat er versucht eine Unterbrechung des Ruhezustandes der Turionen durch Baden im warmen Wasser zu erzielen. Einen Teil von diesen hat er 10 Stunden lang bei 29—33° gebadet; im Dunklen aufgestellt keimten von ihnen, ähnlich denjenigen der Kontrolle, im Laufe eines Monats keine aus (l. c., S. 29). Von den 10 Stunden lang bei 34—41° gebadeten Turionen entfalteten sich in der Dunkelheit in einem Falle alle, im anderen 70% Ein anderer Teil von gleichzeitig und ebenso gebadeten Turionen wurde im Lichte gehalten. Da erwies sich nun, dass von einem echten Ruhezustand dieser, zu dem Versuche gebrauchten, Turionen kaum eine Rede sein konnte, denn in sehr grosser Zahl keimten auch die unbehandelten Kontrollturionen (l. c. S. 34). So z. B. keimten in einem von diesen Versuchen

nach 2 Wochen von den Kontrollturionen 92%, von den 10 Stunden lang bei 29—33° gebadeten 84% und von ebenso lang bei 35—41° gebadeten rund 100%. In einem anderen — von den Kontrollen 80%, von bei 28—31° gebadeten 90% und ebensoviel auch bei 35—41° gebadeten. Der Unterschied zwischen den gebadeten und ungebadeten Turionen, wenn wir auch die verhältnismässig geringe Zahl der Turionen in jeder Portion (25, 19 und 18 Stück) in Betracht ziehen, war kein besonders überzeugender. Nur, wie Wiśniewski selbst bemerkt, und was auch die photographischen Aufnahmen bestätigen, waren die gebadeten Turionen mit der Entfaltung ein wenig weiter fortgeschritten als die ungebadeten. Im allgemeinen zeigten aber alle Angaben, dass die Ruhe der zum Versuche gebrauchten Turionen schon sich ihrem Ende näherte.

Bezüglich der höheren Badetemperaturen finden wir in der erwähnten Arbeit nur die Bemerkung, dass es versucht wurde die Turionen auch in einem Wasser von 43—47° zu baden, dabei ebenso wie bei den schon erwähnten niedrigeren Temperaturen 10 Stunden lang, und dass alle Turionen sich als beschädigt erwiesen und verfaulten. Die Ursache dieses Misserfolges ist Wiśniewski ähnlich den früheren Autoren, die mit dieser Frage sich beschäftigt hatten (eine nähere Übersicht bei A. Vegis l. c.), geneigt in einer zu hohen Badetemperatur zu erblicken, es unterlassend ein kürzeres Bad von dieser Temperatur auf eine frühtreibende Wirkung zu prüfen.

Da in der schon erwähnten Arbeit Wiśniewski's nur wenige Angaben über die Ruheperiode der *Stratiotes*-Turionen und deren Beeinflussung durch Warmwasserbad vorhanden waren und auch diese nur bezüglich der Temperaturen von 30—40° und zu der Zeit als die Turionen sich schon in dem Stadium der Nachruhe befanden, so war es notwendig die Länge der Ruhe bei diesen Turionen zu erkennen; weiter war es zu klären, ob auch die verschieden langen höher temperierten Bäder den Ruhezustand der Turionen aufheben können, wenn dies der Fall, in einem möglichst weiten Temperaturintervall zu verfolgen, welchen Charakter die gegenseitigen Beziehungen zwischen der Badetemperatur und Badedauer tragen.

Endlich war es zu entscheiden, ob ein Heisswasserbad in seiner frühtreibenden Wirkung durch ein ähnlich temperiertes Luftbad ersetzbar ist.

Die weiter angeführten Versuche mit *Stratiotes* Turionen haben wir im Herbste 1932 angefangen. Das ganze Turionenmaterial haben wir in der Umgebung von Rīga, bei Jugla, in den Teichen längs der S Seite des Eisenbahndammes eingesammelt.

Versuche.

Die Behandlungsweise der Turionen war ganz einfach. Die bei einer Temperatur von 30 – 42,5° zu badenden Turionen wurden in ein Glasgefäss (eine Jenaer Kristallisationsschale) mit entsprechend erwärmtem Leitungswasser gebracht. Das Gefäss aber wurde auf einen zylindrischen Wärmeapparat gestellt. Die Erwärmung erfolgte von unten mittels einer verstellbaren elektrischen Lampe. Die Turionen wurden, erst nachdem der Lampenabstand reguliert war, ins Badegefäss gebracht. Die Wärmeapparate wurden in einem Raume aufgestellt, wo die Temperaturschwankungen nicht gross waren. Da auch für die Erhaltung des ursprünglichen Wasserniveaus gesorgt wurde, waren die Temperaturschwankungen des Wassers in den Gefässen gering. Bei der Ausführung der Badebehandlungen, deren Dauer 24 Stunden nicht überstieg, wurde die ganze Zeit hindurch darauf geachtet, dass die Temperatur auf dem gewünschten Niveau stand — die Lampe wurde nach Bedürfnis gehoben oder heruntergelassen. Bei solchen Versuchen überstiegen die Temperaturschwankungen gewöhnlich nicht $\pm 0{,}2^0$ C. Das Wasser wurde in den Gefässen oft umgerührt, wenn auch merkliche Temperaturdifferenzen in verschiedenen Teilen des Gefässes nicht beobachtet wurden. Bei denjenigen Versuchen, wo die Turionen mehr als 24 Stunden lang gebadet wurden, blieben die Apparate im Laufe jeder Nacht 8—10 Stunden ohne Beaufsichtung, jedoch auch in diesen Fällen überstiegen die Temperaturschwankungen selten $\pm 0{,}5^0$ C.

Bei den Temperaturen 45—100° wurden die Turionen unmittelbar in einem emaillierten Kessel, unter dem sich ein regulierbarer Gasbrenner befand, gebadet. Während des Bades wurden die Turionen ständig bewegt, ebenso wurde die ganze Zeit beachtet, dass die Temperatur konstant blieb. Wenn die Temperatur zu sinken begann, wurde sogleich die Flamme des Brenners vergrössert, wenn aber die Temperatur das gewählte Niveau zu übersteigen begann, wurde die Flamme ein wenig verkleinert und etwas kaltes Wasser zugegossen. Gewöhnlich überstiegen bei diesen Bädern die Temperaturschwankungen nicht $\pm 0{,}1^0$ C.

Wenn man die verschieden langen verhältnismässig niedrig temperierten Bäder zu untersuchen hatte, wurden in das Badegefäss für die betreffende Temperatur alle Turionen auf einmal gebracht und dann nach dem Ablauf der gewählten Zeitdauer möglichst schnell mit Hilfe einer Pinzette herausgenommen. Selbstverständlich kann man auf solche Weise nur bei niedrigeren Temperaturen vorgehen, wo die Unterschiede in der Badedauer der einzelnen Portionen verhältnismässig gross sind. In den Fällen, wo der Zeitunterschied zwischen den benachbarten Badezeiten

kürzer als 5 Minuten war, wurden die Turionen der einzelnen Portionen alle gleichzeitig aus dem Badewasser herausgenommen. Kurz vor dem Ablaufe der Badezeit der entsprechenden Portion wurde in das Wasser ein kleines mit einem Halter versehenes Sieb (Theesiebchen) hineingesenkt, in dieses vermittels einer Pinzette die entsprechende Turionenzahl immer im Wasser selbst eingesammelt und in dem erforderlichen Augenblick die ganze Portion auf einmal dem Bade entnommen. Bei höheren Temperaturen mit kürzeren Badezeiten (wo die einander folgenden Badezeiten sich nur durch 60—10 Sekunden von einander unterscheiden) wurde jede Turionenportion gesondert gebadet, wobei alle Turionen gleichzeitig ins Bad gebracht und auch ebenso herausgenommen wurden. Das erzielte man in der Weise, dass das schon erwähnte kleine Sieb zuerst ins Badewasser hineingesenkt und bald darauf alle Turionen einer Portion hineingebracht wurden. Um eine raschere Erwärmung der Turionen zu erzielen, wurde das Sieb ständig bewegt. Nach Ablauf einer entsprechenden Zeitdauer wurden die Turionen in der schon erwähnten Weise alle zusammen mit dem Sieb aus dem Wasser herausgehoben und in kaltes Leitungswasser gebracht. In den Fällen, wo die Badedauer weniger als 10 Sekunden lang dauerte wurden die Turionen vereinzelt gebadet. Das wurde so ausgeführt, dass jeder Turio mit den Spitzen einer langen Pinzette leicht gefasst, schnell in das Badewasser versenkt und, um eine möglichst rasche Erwärmung zu erlangen, hin und her bewegt wurde. Sobald die gewählte Badezeit abgelaufen war, wurde der Turio möglichst schnell herausgenommen und in kaltes Leitungswasser gebracht.

Jede Turionenportion, d. h. alle gleichlange bei einer gewissen Temperatur gebadete Turionen wurden alsdann in einen besonderen Erlenmeyer-Kolben gebracht. Gewöhnlich waren 8—10 Turionen in Kolben von 200 ccm. mit etwa 150 ccm. Wasser enthalten.

Nach der Behandlung wurden die Kolben im Laboratoriumsraum an ein auf S gehendes Fenster gestellt. Es wurde dabei darauf geachtet, dass die Belichtungsverhältnisse aller Kolben möglichst gleich waren. Die Temperatur des Zimmers schwankte ungefähr von 14—22° C.

Versuch 1.

Der Versuch wurde am 3. September 1932 mit den am 7. August eingesammelten und bis dahin im hellen Zimmer (18—23° C) aufbewahrten Turionen angestellt. Während des fast monatlichen Aufenthalts im Zimmer waren von den etwa 200 eingesammelten Turionen nur einige ausgekeimt.

Die Turionen wurden im Wasser von 45° C — 1, 5, 10 und 15 Minuten, von 50°—15 und 30 Sekunden, 1 und 2 Minuten, von 55° — 5, 15, 25 und 35 Sekunden und von 60° — 3, 5, 10 und 15 Sekunden lang gebadet. Zu jeder Portion wurden 5 Turionen genommen, zur Kontrolle aber zwei solche Portionen.

Die gebadeten Turionen wiesen schon nach einigen Tagen die ersten Keimungsmerkmale auf. Die nach zwei Wochen festgestellten Resultate sind in der Tabelle 1 dargestellt. Wie aus

Tabelle 1.

	Unbehandelte Kontrollen		45°				50°				55°				60°			
	I	II	1m	5m	10m	15m	15s	30s	1m	2m	5s	15s	25s	35s	3s	5s	10s	15s
Anzahl der am 3. IX. 1932 gebadeten Turionen	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5
Anzahl der zum 17. IX. 1932 ausgekeimten Turionen	0	1	0	5	4*)	5	2	0	3	5	2	2	2	4	0	0	0	4

dieser zu ersehen ist, hatte im Laufe der zwei Wochen von den 10 Kontrollturionen nur einer mit der Entfaltung begonnen, während die übrigen selbst bis zum 26. April 1933 keine Tendenz zum Keimen zeigten. Der Ruhezustand der Turionen konnte also zur Zeit der Anstellung des Versuches nicht bezweifelt werden. Aber alle Wasserbäder von schon erwähnten Temperaturen erwiesen sich trotzdem als fähig die Ruhe zu unterbrechen. Während bei 45° zum Hervorrufen des Frühtreibens man mindestens 5 Minuten lang baden musste, genügten bei 50° 2 Minuten, bei 55° schon 35 Sekunden, bei 60° aber dazu sogar 15 Sekunden. In beiden letzten Fällen blieb allerdings je ein Turio ungekeimt.

Im allgemeinen scheint es, dass hier bei den Turionen von *Stratiotes aloides* zwischen der Badedauer und der Temperatur ein ähnlicher Zusammenhang besteht, wie bei *Hydrocharis morsus ranae,* nämlich: „wenn die Badetemperaturen in arithmetischer Progression wachsen, sinkt die für die Erzielung eines Frühtreibens unentbehrliche Badedauer annähernd in geometrischer Progression (Vegis, 1932, S. 751).

Versuch 2.

Um die Frage zu klären, ob auch Wasserbäder von Temperaturen über 60° C frühtreibend zu wirken imstande sind, wurde am 12 September 1932 eine zweite Versuchsreihe angestellt.

*) 1 Turio verfaulte.

Die zu diesem Zweck gebrauchten Turionen wurden am 1 September gesammelt und im Zimmer im Lichte aufbewahrt.

Die Turionen wurden im Wasser von 65° C — 5, 10 und 15 Sekunden lang, von 70° — 3, 5 und 10 Sekunden, von 75° — 1, 3 und 5 Sekunden und von 80° — 1 und 3 Sekunden lang gebadet. In jede Portion wurden wieder 5 Turionen gebracht und zur Kontrolle 10 Stück. Die Ergebnisse des Versuches nach 2 Wochen sind in der Tabelle 2 zu finden.

Tabelle 2.

	Unbehandelte Kontrollen		65°			70°			75°			80°	
	I	II	5s	10s	15s	3s	5s	10s	1s	3s	5s	1s	3s
Anzahl der am 12. IX. 1932 gebadeten Turionen	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5
Anzahl der zum 26. IX. 1932 ausgekeimten Turionen	1	0	0	5	2+(1)*)	0	4	5	1	4+(1)	4	3	5

Die in Klammern gestellten Zahlen weisen darauf hin, dass die entsprechende Anzahl der Turionen wohl mit der Keimung begann, aber darauf sitzen blieb.

Wie beim vorigen Versuche, keimte von den 10 unbehandelten Turionen nur ein einziger, die übrigen aber begannen mit der Keimung erst im April 1933 unter dem Einfluss der intensiven Baleuchtung (direkte Sonne). Auch in diesem Versuche zeigte es sich dass alle angewandten Badetemperaturen ein frühzeitiges Treiben der Turionen hervorzurufen vermögen.

Bei 65° musste man zum Treiben mindestens 10 Sekunden, bei 70° ungefähr 5 Sekunden, bei 75° ungefähr 3 Sekunden und bei 80° ungefähr ebenso 3 Sekunden lang baden. Es fällt hier auf, dass mit der Erhöhung der Badetemperatur in diesem Intervall die minimale Badedauer durchaus nicht mehr so schnell wie in dem Temperaturintervall des vorigen Versuches sinkt. In dem Temperaturbezirke von 75—80° wird es sogar schwierig irgendeine Verkürzung der minimalen Badedauer zu bemerken. Diese Erscheinung wäre vielleicht so zu deuten, dass, je höher die Temperatur des Bades, ein desto verhältnismässig grösserer Teil von der zum Hervorrufen des Frühtreibens unentbehrlichen minimalen Badedauer auf das Eindringen der Wärme in den Turio fällt. Infolgedessen ist es bei hohen Temperaturen unmöglich nach der experimentell gefundenen minimalen Bade-

*) 1 Turio verfaulte.

dauer über die tatsächliche Wirkungsdauer der entsprechenden Temperatur auf den Protoplast zu schliessen. Jedenfalls würde die wirkliche unentbehrliche Einwirkungsdauer dieser Temperaturen, wenn ihr der Protoplast der Turionenzellen auf einmal unterliegen würde, eine viel kürzere als die festgestellte Badedauer sein.

Versuch 3.

Dieser Versuch wurde am 13. September 1932 begonnen. Dazu wurden die am 1. September gesammelte Turionen gebraucht. Die Turionen wurden im Wasser von 30° C — 12, 24, 36 und 48 Stunden lang gebadet. Jeder Portion wurden 5 Turionen zugeteilt, ebenso viel wurden auch zur Kontrolle unbehandelt gelassen.

Wie es schon in der Einführung erwähnt wurde, ist es Wiśniewski durch ein 10 stündiges Bad von 29—33° C nicht gelungen die Auskeimung der Turionen im Dunkeln hervorzurufen. Ähnlich behandelte Knospen am Lichte gehalten keimtem wohl, jedoch keimten hier auch die unbehandelten, in einem Falle war selbst der Prozentsatz der keimenden Turionen bei den Kontrollen grösser. Nur waren, wie das auch die der Arbeit beigegebenen photographischen Abbildungen (l. c. Abb. 11. und 13.) zeigen, die gebadeten Turionen den ungebadeten ein wenig voran.

Die Frage welchen Einfluss ein mässig temperiertes Wasserbad auf die noch vollständig im Ruhezustande befindlichen Turionen ausübt, blieb also ungeklärt. Es war um so interessanter diese Frage zu lösen, da, wie erinnerlich, einem von uns (l. c. S. 758 f) bei den Turionen von *Hydrocharis morsus ranae* es nicht gelungen ist durch ein Wasserbad von 30° C die Ruheperiode zu unterbrechen.

Der Versuch zeigte, dass auch hier bei *Stratiotes aloides* selbst ein 48 Stunden langes Bad von 30° C nicht imstande ist das Frühtreiben der Turionen hervorzurufen, Selbst bis zum Frühling verharrten die Knospen in voller Ruhe. Es ist interessant zu bemerken, dass der Beginn der Keimung bei verschiedenen Turionenportionen ein ungleicher war. Die 48 Stunden lang gebadeten begannen mit der Entfaltung im März, die 36 stündige im April, die 12 und 24 Stunden lang gebadete aber nur Anfang Mai. Die Frage eines Zufalles bleibt offen.

Versuch 4.

Angestellt am 15. September 1932. Turionenmaterial wie im vorigen Versuche. Die Turionen wurden bei 35° C — 6, 12, 18 und 24 Stunden lang gebadet. Zu jeder Portion wurden 5

Turionen genommen. Gleich dem vorigen Versuche wurde eine Keimung der Turionen nur im Frühling 1933 beobachtet.

Versuch 5.

Wurde am 17. September 1932 mit demselben Turionenmaterial begonnen. Die Turionen wurden im Wasser von ungefähr 27° C 2, 3, 4, 6, 8, 10 und 12 Tage lang gehalten. In jeder Portion waren 5 Turionen. Das Bad blieb erfolglos, die Turionen fingen nur im April und Mai 1933 zusammen mit den unbehandelten an zu keimen.

Versuch 6.

Der Versuch wurde mit den am 1. September gesammelten Turionen am 19. September 1932 angefangen. Nachdem die Wasserbäder von 27, 30 und 35° C ohne Erfolg geblieben waren, versuchten wir eine etwas höhere Temperatur anzuwenden, nämlich ein Wasserbad von 40° C. Zu diesem Zweck wurden die Turionen 15 und 30 Minuten, 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7 und 8 Stunden lang im Wasser von 40° gebadet. Gleichzeitig wurde zur Vergleich ein Teil der Turionen 3, 5, 10, 15, 30 und 40 Minuten lang bei 45°, ein anderer 1, 2, 3 und 4 Minuten lang bei 50° und ein dritter 15, 30, 45 und 60 Sekunden lang bei 55° gebadet. Jede Portion enthielt 5 Turionen. Zur Kontrolle wurden 3 Portionen belassen.

Die Versuchsergebnisse nach 3 Wochen sind in der Tabelle 3 zusammengestellt. Es erwies sich also, dass hier bei *Stratiotes* ebenso wie bei *Hydrocharis* ein 40° Wasserbad imstande ist den Ruhezustand der Turionen zu zerstören. Die dazu unentbehrliche minimale Badedauer war 4—5 Stunden lang. Für ein Bad von 45° erwies sich die minimale Badedauer diesesmal 15 Minuten, für 50° wie früher 2 Minuten lang, für 55° aber war sie ziemlich schwer feststellbar.

Weiter ist es zu bemerken, dass eine Anzahl von Turionen in diesem Versuche zu keimen begann, dann aber wiesen sie keine weiteren Veränderungen auf und blieben in einem solchen halbgekeimten Zustande bis zum April und Mai sitzen, als auch die unbehandelten Turionen mit der Keimung begannen.

Versuch 7.

Wenn auch die Versuche 3, 4 und 5, die mit den üblichen Warmbadtemperaturen ausgeführt wurden, erfolglos blieben, so musste man doch noch mit der Möglichkeit rechnen, dass vielleicht länger andauernde Bäder, als in den vorherigen Versuchen imstande wären den Ruhezustand der Turionen zu unterbrechen. Um diese Wahrscheinlichkeit zu prüfen, wurde am 22. September

Tabelle 3.

	Unbehandelte Kontrollen			40°										45°						50°				55°			
	I	II	III	15^m	30^m	1^h	2^h	3^h	4^h	5^h	6^h	7^h	8^h	3^m	5^m	10^m	15^m	30^m	40^m	1^m	2^m	3^m	4^m	15^s	30^s	45^s	60^s
Anzahl der am 19. IX. 1932 gebadeten Turionen . .	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5
Anzahl der der zum 10. X. 1932 gekeimten Turionen	0	0	0	0	0	1	1	1+(3)	3	4+(1)	3*)	5	4*)	0	0	1	3+(1)	2+(2)	2+(1)	2	5	5	5	2+(1)	2+(2)	3	4

Tabelle 4.

	Unbehandelte Kontrollen		30°								35°							37,5°							
	I	II	3^d	5^d	7^d	10^d	12^d	15^d	20^d	30^d	48^h	60^h	72^h	84^h	96^h	108^h	120^h	4^h	8^h	12^h	24^h	30^h	36^h	42^h	48^h
Anzahl der am 22. IX. 1932 gebadeten Turionen . .	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10
Anzahl der zum 22. XI. 1932 gekeimten Turionen . .	0	0	0	2	(2)	2	2+(2)	0	1+(1)	1+(3)	6+(2)	3+(3)	8	9	10	7+(2)	10	0	0	1	8	9	9	10	6*)

Die in Klammern gestellten Zahlen weisen darauf hin, dass die entsprechende Anzahl der Turionen wohl mit der Keimung begann, aber darauf sitzen blieb.

*) Die übrigen Turionen verfaulten.

1932 wieder ein Versuch mit am 18 September gesammelten Turionen eingeleitet. Die Turionen wurden im Wasser von 30, 35 und 37,5° C gebadet. Bei ungefähr 30° C wurden die Turionem 3, 5, 7, 10, 12, 15, 20 und 30 Tage lang dem Bade unterworfen und bei ungefähr 35° C — 2, 2½, 3, 3½, 4, 4½ und 5 Tage lang. Ausserdem wurden auch 4, 8, 12, 24, 30, 36, 42 und 48 Stunden lange Bäder von 37,5° C geprüft. In jede Portion wurden 10 Turionen gebracht, zur Kontrolle aber 20. Die Versuchsergebnisse sind in der Tabelle 4 zu finden.

Auch jetzt keimten von den bei 30° gebadeten Turionen nur einzelne, während die übrigen erst im März und April 1933 gleichzeitig mit den unbehandelten zu keimen anfingen. Dagegen gelang es durch die Bäder von 35° C in diesem Falle wirklich ein Treiben der Turionen hervorzurufen. Nur brauchte man dazu natürlich ein länger andauerndes Bad, als im Versuche 4, Bei 37,5° hatte schon ein 24 stündiges Bad die Turionen aus ihrer Ruhe erweckt.

Versuch 8.

Schon in der Arbeit über die Winterknospen von *Hydrocharis morsus ranae* ist einer von uns (A. Vegis l. c.) zur Schlussfolgerung gekommen, dass bei der frühtreibenden Einwirkung der hochtemperierten Wasserbäder die Hauptrolle der Temperatur des Bades zukommt, während das Wasser als solches ein entbehrlicher Faktor sein kann. Zur direkten Klärung dieser Frage wurde am 25. September 1932 mit den drei Tage vorher gesammelten Knospen ein Versuch angestellt, in dem die Turionen trocken erwärmt wurden.

Zum Versuche wurden die Turionen dem Wasser entnommen, auf dem Filtrierpapier sorgfältig abgetrocknet und dann in ein dünnes trockenes Gummisäckchen gebracht, dessen unteres Ende mit einem Gewichte versehen war. Weiter wurde das Säckchen mit den Turionen in ein entsprechend temperiertes Wasser gesenkt, natürlich so, dass das obere Ende des Säckchens über dem Wasserspiegel ragte. Bevor man das Säckchen mit den Turionen in das Wasser tauchte, wurde es vorsichtig zusammengedrückt, um die darin befindliche Luft auszupressen, da die überflüssige Luft eine rasche Erwärmung der Turionen nur stören konnte. Nach dem Ablaufe der gewählten Badedauer wurde das Säckchen sofort aus dem Badewasser herausgenommen und die Turionen aus dem Säckchen ins Wasser gebracht. Auf solche Art wurden die Turionen in trockener Hitze von 50° C — 1, 3 und 5 Minuten lang erwärmt und von 55° — 20, 40 und 60 Sekunden lang. Zu jeder Portion wurden 10 Turionen genommen, ebensoviel auch zur Kontrolle. Die Versuchser-

gebnisse sind in der Tabelle 5 angegeben. Aus diesen ist zu erkennen, dass mindestens bei den in dem Versuche angewandten Temperaturen, für die Erzielung eines Frühtreibens der Turionen die Einwirkung des Wassers des Bades entbehrlich ist. Die während des Bades vorübergehend erhöhte Temperatur allein ist imstande den Ruhezustand der Turionen zu zerstören.

Tabelle 5.

	Unbehandelte Kontrollen	50°			55°		
		1^m	3^m	5^m	20^s	40^s	60^s
Anzahl der am 25. IX. 1932 gebadeten Turionen	10	10	10	10	10	10	10
Anzahl der zum 25. X. 1932 gekeimten Turionen	0	1+(1)	9	8*)	2+(2)	8	8*)

Die in Klammern gestellten Zahlen weisen darauf hin, dass die entsprechende Anzahl der Turionen wohl mit der Keimung begann, aber darauf sitzen blieb.

Versuch 9.

Der Versuch wurde am 25. September 1932 mit dem gleichen Turionenmaterial wie im Versuch 8 angestellt. Zum Teil war das ein Parallelversuch zu dem vorherigen, zum Teil aber diente er zur Vergleichung der Einwirkung der hochtemperierten Bäder auf Turionen, die in verschiedenen Stadien der Ruheperiode gesammelt wurden. Die Turionen wurden 1, 3, 5, $7^1/_2$ und 10 Minuten lang im Wasser von 47,5°; 15 und 30 Sekunden, 1, 2, 3 und 5 Minuten lang im Wasser von 50°; 10, 20, 30 und 40 Sekunden lang im Wasser von 55°; 10, 15, 20 und 25 Sekunden lang im Wasser von 60°; 5, 7, 10, 12 und 15 Sekunden lang im Wasser von 65°; 3, 5, 7 und 10 Sekunden lang im Wasser von 70°; 1, 3, 5 und 7 Sekunden lang im Wasser von 75° und endlich 1, 3 und 5 Sekunden lang im Wasser von 80° gebadet. Zu jeder Portion wurden 10 Turionen genommen, zur Kontrolle vier solche Portionen. Die Versuchsergebnisse sind in der Tabelle 6 zusammengestellt. Gleich den vorigen Versuchen keimten auch hier die unbehandelten Turionen z. T. erst im April, z. T. im Mai 1933.

Zum Hervorrufen des Frühtreibens aller, oder mindestens des grössten Teiles der Turionen bei 47,5° genügte ein 3 minutiges Baden, bei 50° ein 1 minutiges, bei 55° ein 20 Sekunden, bei 60° ein 10 Sekunden, bei 65° ein 5—7 Sekunden, bei 70° ein 3—5 Sekunden, bei 75 und 80° ein 3 Sekunden langes Bad.

*) Die übrigen Turionen verfaulten.

Tabelle 6.

	Unbehandelte Kontrollen			47,5°					50°						55°			
	I	II	III	1^m	3^m	5^m	$7{,}5^m$	10^m	15^s	30^s	1^m	2^m	3^m	5^m	10^s	20^s	30^s	40^s
Anzahl der am 25. IX. 1932 gebadeten Turionen	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10
Anzahl der zum 25. X. 1932 gekeimten Turionen	0	0	0	2	8	10	7	8*)	1	4	10	10	10	10	0	8	9*)	9*)

	60°				65°					70°				75°				80°		
	10^s	15^s	20^s	25^s	5^s	7^s	10^s	12^s	15^s	3^s	5^s	7^s	10^s	1^s	3^s	5^s	7^s	1^s	3^s	5^s
Anzahl der am 25. IX. 1932 gebadeten Turionen	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10
Anzahl der zum 25. X. 1932 gekeimten Turionen	10	6*)	10	4*)	7	9	8*)	7*)	6*)	7	10	10	4*)	0	8*)	7*)	7*)	2	6*)	5*)

*) Die übrigen Turionen verfaulten.

Im allgemeinen ist auch hier die früher erwähnte Erscheinung zu beobachten, nämlich, dass mit der Erhöhung der Badetemperatur die zum Frühtreiben nötige minimale Badedauer wohl abnimmt, jedoch je höher die Temperatur des Bades wird, desto weniger merklich wird die Abnahme der minimalen Badedauer für einen gleichen Gradbezirk. So ist in dem Intervalle von 47,5—50° die unentbehrliche minimale Badedauer von 3 auf 1 Minute gesunken, also dreimal kürzer geworden, bei 50—55° von 60 auf 20 Sekunden, also ebenfalls dreifach verkürzt worden, obgleich der Temperaturbezirk im letzten Falle zweimal grösser ist. In dem Intervalle von 55—60° ist die minimale Badedauer nur zweimal kürzer geworden (von 20 auf 10 Sekunden gesunken); von 60—65° scheint es weniger als zweimal; von 65—70° anderthalbmal; im Bezirke von 70—75° von ungefähr 4 auf 3 Sekunden gesunken, also weniger als anderthalbmal, und endlich in dem Intervalle von 75 - 80° ist es schon schwierig irgendeine Abnahme der minimalen Badedauer zu bemerken. Gewisse Anhaltspunkte gibt nur die Zahl der beschädigten Turionen. Während von den 10 Turionen, die 3 Sekunden lang bei 75° gebadet wurden, nur 2, verfaulten von den bei 80° gebadeten schon 4. Ausserdem hatte ein 1 sekundiges Bad von 75° keinen Turio zur Keimung angeregt, dagegen ein solches von 80° zwei Turionen zum Treiben gebracht.

Wenn wir das soeben gesagte durch thermische Koeffizienten Q_{10} auszudrücken versuchen, so bekommen wir folgende Zahlen:

Für den Temperaturbezirk 50—60° C $Q_{10} = 6$
60—70° C $Q_{10} = 2^1/_2$
70—80° C $Q_{10} = 1^1/_3$

Das Sinken der Temperaturkoeffizienten mit der Erhöhung der Badetemperatur haben wir auch schon in den früheren Versuchen hervorgehoben. Eine ähnliche Erscheinung beobachtete auch Collander beim Wärmtetod pflanzlicher Zellen, und uns scheint, dass auch hier eine dort gegebene Erklärung (1924, S. 7) in der Art zulässig ist, dass es immer eine gewisse Zeit dauert, bis der Turio, oder mindestens sein äusserer Teil sich auf die Temperatur des Badewassers erwärmt. Bei den mässigen Badetemperaturen mit einer verhältnismässig langen Badedauer bildet die zum Eindringen der Wärme nötige Zeit einen so kleinen Bruchteil von der unentbehrlichen minimalen Badedauer, dass sie vernachlässigt werden kann. Dagegen, je kürzer die für das Hervorrufen des Frühtreibens notwendige Badedauer wird, ein desto grösserer Teil dieser Badedauer geht zur Erwärmung des Turio hin und endlich deckt diese Erwärmungszeit gänzlich die wirkliche Einwirkungsdauer einer gewissen Temperatur.

Die Ergebnisse der Bäder von 50 und 55° in diesem Versuche unterscheiden sich von solchen des vorherigen dadurch, dass man beim trockenen Baden in Säckchen zum Hervorrufen des Frühtreibens etwas länger baden muss. Das ist ja verständlich, denn das Eindringen der Wärme in den Turio findet in diesem Falle langsamer statt. Wenn wir die Resultate dieses Versuches mit denjenigen des ersten und zweiten vergleichen, so fällt es auf, dass diesesmal schon weniger lange Bäder frühtreibend gewirkt haben. Die Bäder, die damals fast erfolglos geblieben sind, wirkten jetzt ausgezeichnet.

Versuch 10.

Dieser Versuch wurde am 17. Oktober 1932 mit vor 2 Wochen gesammelten und im Zimmer aufbewahrten Turionen angestellt. Da Ende September und Anfang August schon ein merkliches Sinken der Temperatur des Wassers im Freien stattgefunden hatte, so war es interessant zu prüfen, wie das auf die Ruheperiode der Turionen von *Stratiotes* gewirkt hat.

Die Turionen wurden 2½, 5, 10, 15, 20, 25 und 30 Minuten lang im Wasser von 45° gebadet. Für jede Portion wurden 10 Turionen genommen, zur Kontrolle wurde eine Portion unbehandelt gelassen. Die Versuchsergebnisse sind in der Tabelle 7 zu finden.

Tabelle 7.

	Unbehand. Kontrollen	45°						
		2,5^{m}	5^{m}	10^{m}	15^{m}	20^{m}	25^{m}	30^{m}
Anzahl der am 17. X. 1932 gebadeten Turionen . . .	10	10	10	10	10	10	10	10
Anzahl der zum 1. XI. 1932 ausgekeimten Turionen. .	1	5	6	10	10	10	10	10

Während in dem Versuche 2 (Tabelle 2) vom 12. September von den 3 und 5 Minuten lang im Wasser von 45° gebadeten Turionen kein einziger keimte und von den 5 Turionen, die 10 Minuten lang gebadet wurden, nur einer austrieb, keimten hier schon von den zehn 2½ Minuten lang gebadeten fünf. Auch von den 10 zur Kontrolle gelassenen Turionen keimte einer, während die übrigen bis zum Frühling in Ruhe verharrten. Dass die Kältewirkung den Ablauf der Ruheperiode bei den *Stratiotes* Turionen beschleunigt, hat schon Wiśniewski (1930, S. 20) beobachtet. Früher schon hat er dasselbe experimentell bei den Winterknospen von *Hydrocharis morsus ranae* nachgewiesen (1913), Bei Holzgewächsen ist diese Erscheinung schon längstbekannt (Howard, 1906).

Im Herbste des Jahres 1933 haben wir neben Summierungsversuchen der unterschwellig langen Bäder, über welche bald besonders berichtet werden soll, noch einige umfangreichere Versuchsreihen angestellt, um möglichst genau und für einen grösseren Temperaturbezirk den Charakter der Abnahme der minimalen, für die Erzielung des Frühtreibens unentbehrlichen, Badedauer mit der Erhöhung der Temperatur zu klären.

Versuch 11.

Dieser Versuch wurde am 14. September 1933 mit den zwei Tage vorher gesammelten Turionen begonnen.

Die Turionen wurden im Wasser von ungefähr 30° C — 1, 3, 5, 7, 10, 15, 20, 25 und 30 Tage lang gehalten; im Wasser von ungefähr 35° C — 1/2, 1, 1 1/2, 2, 3, 5, 7, 10 und 12 Tage lang; im Wasser von 37,5° C — 8, 12, 16, 20, 24, 36, 48, 60, 72 und 96 Stunden lang; im Wasser von 40° C — 1, 2, 4, 6, 8, 10, 12, 16, 20 und 24 Stunden lang; im Wasser von 42,5° C — 15, 30, 45 Minuten, 1, 1 1/2 2, 3 und 4 Stunden lang; im Wasser von 45° C — 1, 2, 3, 4, 5, 6, 8, 10, 12, 15, 20, 25, 30, 40 und 50 Minuten lang; im Wasser von 47,5° C — 1, 2, 3, 5, 7 1/2, 10, 12 und 15 Minuten lang; im Wasser von 50° C — 30 Sekunden, 1, 2, 3, 4, 5 und 6 Minuten lang; im Wasser von 52,5° C — 15, 30, 45 Sekunden, 1, 1 1/2, 2, 2 1/2 und 3 Minuten lang; im Wasser von 55° C — 10, 20, 30, 40, 50 und 60 Sekunden lang; im Wasser von 60° C — 5, 10, 15, 20, 25 und 30 Sekunden lang; im Wasser von 65° C — 5, 10, 15 und 20 Sekunden lang; im Wasser von 70° C — 3, 5, 7, 10, 12 und 15 Sekunden lang; im Wasser von 75° C — 3, 5, 7 und 10 Sekunden lang; im Wasser von 80° C — 1, 3, 5 und 7 Sekunden lang; im Wasser von 85° C — 1, 3 und 5 Sekunden lang und im Wasser von 90° C — 1 und 3 Sekunden lang.

Für jede Portion wurden 10 Turionen genommen, in einem Teil der bei 45° gebadeten selbst 20. Zur Kontrolle wurden 6 Portionen, also 60 Turionen unbehandelt gelassen. Von den letzten keimte bis zum Frühling kein einziger aus. Dagegen waren von den genügend lang gebadeten Turionen schon nach 2 Wochen der allergrösste Teil mehr oder weniger vollständig ausgekeimt. Die Versuchsergebnisse sind in der Tabelle 8 zusammengestellt; im allgemeinen erinnern sie an die im Versuche 9 und an andere im Jahre 1932 erhaltene. Auch diesmal selbst vermittels eines 30 Tage langen und 30 grädigen Bades gelang es nicht das Frühtreiben der Turionen hervorzurufen. Dagegen waren die übrigen Wasserbäder mit Temperaturen in den Grenzen von 35—90° C wohl imstande den Ruhezustand der Turionen aufzuheben, wenn nur das Baden genügend lang gedauert hatte.

Tabelle 8.

	30°									35°								
	1 d	3 d	5 d	7 d	10 d	15 d	20 d	25 d	30 d	12 h	1 d	1 1/2 d	2 d	3 d	5 d	7 d	10 d	12 d
Anzahl der Turionen, die am 14. IX. 1933 ins Badewasser gebracht wurden	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10
Anzahl der zum 14. XI. 1933 ausgekeimten Turionen	0	1+(1)	1	(2)	0	0	0	0	0	(1)	(1)	0	(1)	(2)	4	10	9	9

	37,5°										40°									
	8 h	12 h	16 h	20 h	24 h	36 h	48 h	60 h	72 h	96 h	1 h	2 h	4 h	6 h	8 h	10 h	12 h	16 h	20 h	24 h
Anzahl der am 14. IX. 1933 gebadeten Turionen . . .	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10
Anzahl der zum 4. X. 1933 ausgekeimten Turionen .	(1)	(2)	2	(3)	2+(4)	10	9	9	10	8	2	2+(1)	3+(4)	10	8	10	10	9	9*	1*

	42,5°								45°														
	15 m	30 m	45 m	1 h	1 1/2 h	2 h	3 h	4 h	1 m	2 m	3 m	4 m	5 m	6 m	8 m	10 m	12 m	15 m	20 m	25 m	30 m	40 m	50 m
Anzahl der am 14. IX. 1933 gebadeten Turionen . . .	10	10	10	10	10	10	10	10	20	10	20	10	20	10	20	20	20	20	20	20	20	10	10
Anzahl der zum 14. XI. 1933 ausgekeimten Turionen .	1	(2)	1+(1)	1	7+(1)	7+(2)	10	10	2+(2)	2	4	(2)	1	1	3+(6)	3+(6)	12+(1)	13+(1)	20	13	20	9	9

	47,5°								50°							52,5°							
	1 m	2 m	3 m	5 m	7,5 m	10 m	12 m	15 m	30 s	1 m	2 m	3 m	4 m	5 m	6 m	15 s	30 s	45 s	1 m	1½ m	2 m	2½ m	3 m
Anzahl der am 14. IX. 1933 gebadeten Turionen . . .	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10
Anzahl der zum 4. X. 1933 ausgekeimten Turionen .	0	(2)	4+(3)	8+(1)	10	9	9*	8*	0	5+(1)	9	9	7*	6*	5*	1+(1)	5+(3)	8	10	8*	6*	6*	4*

	55°						60°					65°			70°				
	10 s	20 s	30 s	40 s	50 s	60 s	5 s	10 s	15 s	20 s	25 s	5 s	10 s	15 s	3 s	5 s	7 s	10 s	12 s
Anzahl der am 14. IX. 1933 gebadeten Turionen . . .	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10
Anzahl der zum 4. X. 1933 ausgekeimten Turionen .	0	5+(1)	9	9*	4*	6*	0	8+(1)	10	5*	—*	10	5*	—*	7	10	10	3*	—*

	75°				80°				85°			90°		Unbehandelte — Kontrollen					
	3 s	5 s	7 s	10 s	1 s	3 s	5 s	7 s	1 s	3 s	5 s	1 s	3 s	I	II	III	IV	V	VI
Anzahl der am 4. X. 1933 gebadeten Turionen . . .	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10
Anzahl der zum 14. XI. 1933 ausgekeimten Turionen .	8	8*	7*	—*	2+(1)	8*	8*	3*	3+(2)	7*	6*	(6)	8*	0	0	0	0	0	0

Die in Klammern gestellten Zahlen weisen darauf hin, dass die entsprechende Anzahl der Turionen wohl mit der Keimung begann, aber darauf sitzen blieb.

*) Die übrigen Turionen verfaulten.
—*) Alle Turionen verfaulten.

Noch ausdrücklicher als bei den Winterknospen von *Hydrocharis morsus ranae* war es hier zu ersehen, dass besonders bei den niedrigeren Badetemperaturen die optimale Badedauer bemerkenswert weite Grenzen aufweist. So hatten 7, 10 und 12 Tage lange Bäder von 35° gleich gute Erfolge geliefert, und es ist nicht ausgeschlossen, dass auch länger als 12 Tage andauernde Bäder solche Erfolge liefern könnten. Gleich gute Treiberfolge brachten 36, 48, 60, 72, 96 Stunden lange und, vielleicht, auch noch längere Bäder von 37,5°. Beim Baden im Wasser von 40° C haben 6—16 Stunden lange Bäder fast gleichgut gewirkt, während bei 20 Stunden lang gebadeten Turionen schon gewisse Schädigungen hervortraten. Je höher die Badetemperatur war, desto enger wurden die Grenzen der optimalen Badedauer und desto rascher folgte der minimal langen optimalen Badedauer bei einer Verlängerung der Badezeit eine schon schädigende. In Bezug auf den Beginn und die Geschwindigkeit des Keimungsverlaufes konnte man in den Grenzen der optimalen Badedauer zwischen den verschieden lang bei derselben Temperatur gebadeten Turionen keinen merklichen Unterschied beobachten.

Wenn wir den Verlauf der Abnahme der zum Frühtreiben unentbehrlichen minimalen Badedauer (Minimum der optimalen Badedauer) mit der Erhöhung der Badetemperatur verfolgen, so sehen wir folgendes Bild: Mit der Erhöhung der Temperatur des Bades von 35 auf 37,5° C nimmt die minimale Badezeit von 7 auf $1^1/_2$ Tag ab, d. h. sie ist $4^2/_3$ mal kürzer geworden. Von 37,5 auf 40° war die minimale Badedauer von 36 auf 6 Stunden gesunken, also 6 mal kürzer geworden. Von 40 auf 42,5° nimmt dieselbe von 6 auf $1^1/_2$ Stunden, also vierfach ab. Von 42,5 bis 45° von $1^1/_2$ Stunden auf 15 Minuten, also 6 mal ab. Von 45 auf 47,5° sinkt die Badedauer von 15 auf 5 Minuten, also dreifach. Von 47,5 auf 50° von 5 auf 2 Minuten, also $2^1/_2$ mal. Von 50—52,5° von 2 Minuten auf 45 Sekunden, d. h. $2^2/_3$ mal. Von 52,5 auf 55° C von 45 auf 30 Sekunden, d. h. nur anderthalbmal u. s. w. Von 70° an ist es schon schwierig mit der weiteren Erhöhung der Badetemperatur eine weitere Abnahme der minimalen Badezeit zu beobachten. Dafür ist selbstverständlich die ungenügend genaue Versuchsanstellung verantwortlich, denn hätte man bei diesen Temperaturgraden Bedezeiten von geringerer Differenz gewählt, z. B. von einer Sekunde, oder weniger, so wäre es vielleicht möglich gewesen auch eine weitere, wenn auch weniger deutliche Abnahme der minimalen Badedauer zu beobachten.

Im allgemeinen ist hier, ebenso wie im Versuche 9, zu ersehen, dass mit der Erhöhung der Temperatur des Bades das Tempo der Abnahme der minimalen Badedauer immer langsamer

wird. Das soeben gesagte wird gut durch die für verschiedene Temperaturbezirke berechneten thermischen Koeffizienten Q_{10} illustriert:

$35—45^0$ C — $Q_{10} = 672$

$40—50^0$ C — $Q_{10} = 180$

$45—55^0$ C — $Q_{10} = 30$

$50—60^0$ C — $Q_{10} = 12$

$55—65^0$ C — $Q_{10} = 6$

$70—60^0$ C — $Q_{10} = 3^1/_3$

$65—75^0$ C — $Q_{10} = 1^2/_3$

Zur besseren Übersicht wurden die Ergebnisse dieses Versuches graphisch dargestellt (Fig. 1.). Die Temperaturen sind als Abbszissen und die Logarithmen der zugehörigen Badezeiten als Ordinaten in ein rechtwinkliges Koordinatensystem eingetragen. Die erhaltene Kurve der minimalen Badezeiten ist ziemlich kompliziert. Bei ihr kann man drei Hauptteile unterscheiden: 1. den geraden steilen, der dem Temperaturbezirke $35 — 45^0$ C entspricht, 2. den ebenfalls geraden, jedoch mit einem mehr horizontal gerichtetem Verlauf, der dem Bezirke $45 — 52{,}5^0$ entspricht, und 3. den gebogenen Teil, der mit jedem Temperaturgrad schräger wird und endlich parallel der Abszissenaxe verläuft.

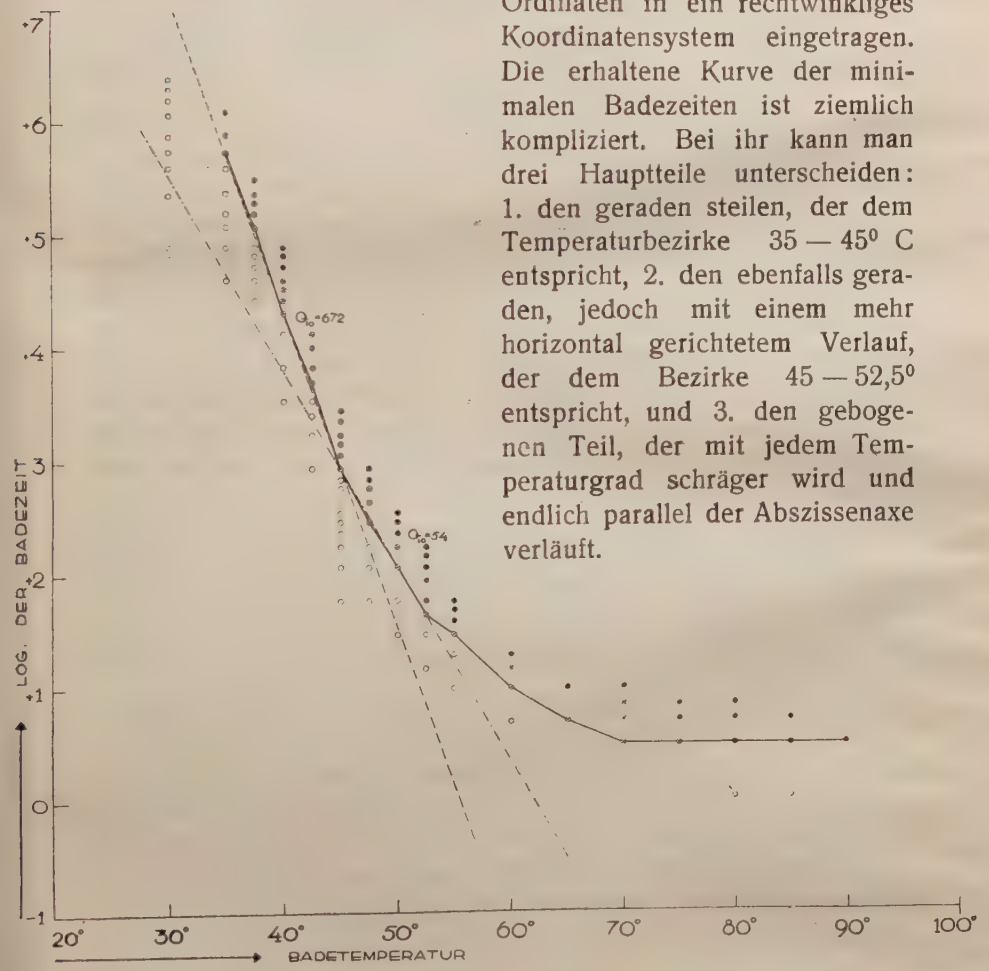


Fig. 1.

Bezeichnung der Badezeit:

○ = unterschwellig, ⊕ = optimal, ● = z. T. schädigend.

Dem ersten steilen Teile der Kurve in dem Bezirke 35—45° entspricht ein sehr grosser Temperaturkoeffizient $Q_{10} = 672$. Der annähernd geradlinige Charakter dieses Teiles lässt denken, dass im ganzen Bezirke die frühtreibende Einwirkung des Bades denselben Charakter trägt. Es ist interessant zu bemerken, dass, wenn wir nach diesem Temperaturkoeffizienten die dem 30° C entsprechende minimale unentbehrliche Badedauer berechnen, wir ungefähr 180 Tage bekommen. Dadurch wird es verständlich, dass wenn auch ein 30 gradiges Bad imstande wäre ähnliche, das Treiben auslösende, Veränderungen hervorzurufen, wie die Temperaturen von 35—45°, ein monatelanges Bad sich als viel zu kurz im Vergleich zum unentbehrlichen minimalen erweisen musste.

Der zweite Abschnitt der Kurve, der den Temperaturen von 45—52,5° C entspricht, weist einen viel kleineren Koeffizienten auf, nämlich einen $Q_{10} = 54{,}29$ (der Koeffizient wurde nach der Formel $Q_{10} = 10^{\frac{10\ (\log K_2 - \log K_1)}{t_2 - t_1}}$ berechnet). Der soeben erwähnte Koeffizient steht sehr nahe demjenigen, welchen schon früher einer von uns (l. c.) bei den Turionen von *Hydrocharis morsus ranae* konstatiert hatte, nämlich $Q_{10} = 58$ für den Bezirk 42—55° C, wie auch denjenigen, die von Collander (l. c.), Porodko (1926), Bělehrádek et Melichar (1930) und anderen beim Wärmetod pflanzlicher Zellen beobachtet wurden. Der annähernd geradlinige Verlauf auch dieses Abschnittes der Kurve gibt den Anlass zu vermuten, dass das Frühtreiben nach dem Baden bei ihm ensprechenden Temperaturen die gleichen Gründe haben könnte, und zwar nicht mehr dieselben, oder wenigstens nicht alle dieselben, wie in dem Bezirke 35—45° C.

Neben dem thermischen Koeffizienten Q_{10}, der oft mit steigender Temperatur langsam abnimmt, hat eine weite Anwendung, auch in den Untersuchungen biologischen Charakters, die Konstante μ, die weit öfter eine gute Beständigkeit zeigt, gefunden. Sie wird aus der Arrhenius Gleichung $\frac{K_2}{K_1} = e^{\frac{\mu}{R}\left(\frac{T_2 - T_1}{T_2 \cdot T_1}\right)}$ berechnet. Nach dieser Gleichung ist $\mu = \frac{\log K_2 - \log K_1}{0{,}4343} \cdot R \frac{T_2 \cdot T_1}{T_2 - T_1}$. Durch die Konstante μ wird die Energie der Aktivierung bezeichnet und sie hat die Dimensionen von Kalorien für das Gramm-Molekül der aktivierten Substanz.

In unserem Falle entspricht dem Bezirke 35—45° $\mu = 126500$ und dem Bezirke 45—52,5° $\mu = 79500$. Also auch nach dieser Formel berechnend bekommt man Konstanten, die sich merklich voneinander unterscheiden.

Die den beiden schon erwähnten Temperaturintervallen entsprechenden geradelinigen Abschnitte der Kurve kreuzen sich bei ungefähr 45° C. Diese Temperatur muss also für das Frühtreiben der Turionen von *Stratiotes* in irgendeinem Sinne kritisch sein. Vorläufig jedoch ist es schwer diese Erscheinung zu erklären.

Es muss hier bemerkt werden, dass in den Untersuchungen über den Wärmetod pflanzlicher Zellen bezüglich der Temperatukoeffizienten gerade Entgegengesetztes beobachtet wurde, d. h. bei den mässigen Temperaturen waren die Temperaturkoeffizienten kleiner. Jedenfalls ist für die endgültige Klärung dieser Frage notwendig besonders sorgfältig, genauer, als es uns bisher für die niedrigeren Badetemperaturen möglich war, die minimale Bededauer festzustellen, besonders in dem kritischen Bezirke am besten für jeden Temperaturgrad. Wir hoffen, dass Versuche solcher Art in Verbindung mit verschiedenen andersartigen Versuchen, wie z. B. den trockenen, warmen und heissen Bädern, den verschiedenen chemischen Bädern, und den einfachen und kombinierten Summationsversuchen der unterschwelligen üblichen Wasser- und verschiedenen chemischen Bädern, uns die Möglichkeit geben werden, zu unterscheiden, ob die frühtreibende Einwirkung der Wasserbäder von diesen zwei Temperaturbezirken von einander wesentlich verschieden ist.

Eins ist jedoch auch jetzt klar, nämlich: mit der Abnahme der Badetemperatur unter ungefähr 45° C nimmt die minimale, für die Erzielung des möglichst besten Frühtreiberfolges unentbehrliche, Dauer des Bades merklich rascher zu, als in dem Bezirke von 45—52,5° C. Wäre es nicht so, so würde es uns doch gelungen sein bei irgendeiner von den fünf geprüften unter 45° stehenden Temperaturen das Frühtreiben durch ein Bad hervorzurufen, dessen Dauer dem Temperaturkoeffizienten des Bezirkes 45—52,5° entspricht. Jedoch, wie es schon erwähnt wurde, sind die experimentell gefundenen unentbehrlichen Badezeiten viel länger. Umgekehrt nimmt mit der Erhöhung der Badetemperatur über 45° C die minimale Bededauer merklich langsamer ab, als in dem Bezirke 35—45°, wäre es anders, so hätten bei den Badetemperaturen über 45° C schon bedeutend kürzere als die experimentell gefundenen Bäder frühtreibend gewirkt.

Vorläufig könnte man vielleicht die Verschiedenheit der Temperaturkoeffizienten auf folgende Weise zu deuten versuchen. Bei den Bädern von mässigen Temperaturen, wo man zum Hervorrufen des Frühtreibens die Turionen Stunden, selbst Tage lang baden muss, erwärmen sie sich durch und durch und sind also in ihrem Innern dauernd der Temperatur des Bades unter-

worfen. Man könnte vermuten, dass die Einwirkung der erhöhten Temperatur hier so lange andauern muss, bis in den Geweben des inneren Teiles gewisse Veränderungen, irgendwelche Schädigungen von reversibler Natur das notwendige Mass erreicht haben. Dabei wäre anzunehmen, auf die äusseren Teile des Turio seien die Bäder von diesen Temperaturen, selbst bei andauerndem Baden nicht imstande weder schädigend noch das Frühtreiben anregend zu wirken. Den ersten Impuls zum Treiben würden in diesem Falle die inneren Teile des Turio empfangen, die ihrerseits in den äusseren die für das Treiben charakteristische Veränderungen hervorrufen. Diese Annahme könnte wohl der Wirklichkeit entsprechen, da gerade die undifferenzierten Zellen der embryonalen Gewebe gegen die Wirkung der verschiedenen Agenzien am empfindlichsten sind. Besonders auffallend ist die differenzierte Widerstandsfähigkeit der verschiedenen Gewebe gegen die Wärmeeinwirkung bei Kartoffelknollen zu beobachten. Inder Arbeit, die einer von uns bald publizieren wird, wird gezeigt, dass ein Wasserbad, das tötend auf die Keime wirkt, den parenchymatischen Zellen keine Schädigungen zufügt.

Den erwähnten Charakter könnte die frühtreibende Einwirkung der Wasserbäder ungefähr bis 42—45° C haben, d. h. bis zur Temperaturgrenze, wo schon die äusseren Teile des Turio vom Bade beschädigt werden können und zwar früher als die inneren. Hier würden die zum Anregen des Frühtreibens unentbehrlichen Veränderungen noch, bevor eine Durchwärmung des Turio und die erforderliche Einwirkung auf die inneren Gewebe stattgefunden hat, den nötigen Umfang in den Zellen des äusseren Turioteiles erreichen. Infolgedessen werden in diesen Fällen die die Entfaltung der Turionen auslösenden Impulse von den äusseren Teilen des Turio kommen. Gegen die Annahme, dass die thermischen Koeffizienten für die inneren wenig und die äusseren mehr differenzierten Zellen verschieden sein kann, ist kaum etwas einzuwenden, denn ihrer Konsistenz und ihren physikalisch-chemischen Eigenschaften nach sind sie verschieden.

Was den dritten gebogenen Teil der Kurve betrifft, der den Badetemperaturen über 52,5 entspricht, so scheint es uns, dass er als eine unmittelbare Fortsetzung der geradelinigen zweiten betrachtet werden muss. Schon früher haben wir erwähnt, dass beim Baden der Turionen immer ein Teil von der minimalen Badedauer zum Eindringen der Wärme, wenn auch nur in die peripherischen Teile des Turio, kommt und nur der Rest auf die direkte Einwirkung der entsprechenden Badetemperatur selbst fällt. Je höher die Badetemperatur gewählt wurde, je kürzer die minimale Dauer des Bades war, desto grösser wird deren

zur Erwärmung des Turio gebrauchter Teil, und desto entsprechend kürzer wird die Zeit der Wirkung der eigentlichen Temperatur des Bades. Bei besonders hohen Badetemperaturen bildet die letzte nur einen geringen Bruchteil der minimalen Badedauer, und es wäre möglich, dass bei den Temperaturen, wo das Baden nur eine bis einige Sekunden dauert selbst die Zellen der peripherischen Schichten während des Badens die Temperatur des Bades nicht erreichen. Das Frühtreiben wird in solchen Fällen nicht durch so und so lange Einwirkung einer gewissen Temperatur, sondern durch entsprechend lange Einwirkung einer von A—B° während des Bades steigenden Temperatur hervorgerufen. Es ist natürlich, dass in einem solchen Falle der Unterschied zwischen den minimalen Badezeiten zweier benachbarter Temperaturgrade viel geringer wird, als wenn das Protoplasma der Turionenzellen die ganze Badezeit direkt der Temperatur des Bades ausgesetzt wäre.

Versuch 12.

Um zu verfolgen, welchen Charakter die Beziehungen zwischen der Badetemperatur und Badedauer am Ende der Ruheperiode tragen, wurde am 24. Oktober 1933 noch ein Versuch angestellt. Die dazu gebrauchten Turionen waren 7 Tagen vorher eingesammelt und im Dunklen im fliessenden Leitungswasser gehalten worden. Die Turionen wurden in folgender Weise gebadet.

Im Wasser von 37,5° C — 3, 6, 9, 12, 15, 18, 24 und 36 Stunden lang; im Wasser von 40° C — 1, 2, 3, 4, 5 und 6 Stunden lang; im Wasser von 42,5° C — 20, 30, 45 Minuten, 1, 1½ und 2 Stunden lang; im Wasser von 45_0 C — 1, 2½, 5, 7½, 10, 15, 20 und 30 Minuten lang; im Wasser von 47,5° C — 1, 2½, 5, 7½, 10 und 15 Minuten lang; im Wasser von 50° C — 30 Sekunden, 1, 1½, 2, 3 und 4 Minuten lang; im Wasser von 52,5° C — 20, 30, 45, 60, 75 und 90 Sekunden lang; im Wasser von 55° C — 10, 15, 20, 25 und 30 Sekunden lang; im Wasser von 57,5 C — 7, 10, 15 und 20 Sekunden lang. Im Wasser von 60° C — 5, 7, 10, 12 und 15 Sekunden lang; im Wasser von 65° C — 3, 5, 7 und 10 Sekunden lang; im Wasser von 70° C und 75° C — 1, 3, 5 und 7 Sekunden lang; im Wasser von 80° C — 1, 3 und 5 Sekunden lang; im Wasser von 90° C 1 und 3 Sekunden lang; im Wasser von 100° C — 1 Sekunden lang.

Zu jeder Portion wurden 10 Turionen genommen, zur Kontrolle aber 20 Turionen. Die Versuchsergebnisse sind in der Tabelle 9 zusammengestellt. Wie zu ersehen ist, nimmt mit der Erhöhung der Badetemperatur von 37,5 bis 40° die minimale

Tabelle 9.

	Unbehandelte Kontrollen		37,5°								40°						42,5°						
	I	II	3h	6h	9h	12h	15h	18h	24h	36h	1h	2h	3h	4h	5h	6h	20m	30m	45m	1h	1½h	2h	3h
Anzahl der am 24. X. 1933 gebadeten Turionen . . .	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10
Anzahl der zum 7. XI. 1933 ausgekeimten Turionen .	(2)	(1)	5+(2)	1+(4)	7	10	10	10	10	10	6+(2)	9	10	10	10	10	8	8	9	10	10	8	9

	45°								47,5°						50°						52,5°					
	1m	2,5m	5m	7,5m	10m	15m	20m	30m	1m	2,5m	5m	7,5m	10m	15m	30s	1m	1½m	2m	3m	4m	20s	30s	45s	60s	75s	90s
Anzahl der an 24. X. 1933 gebadeten Turionen . .	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10
Anzahl der zum 7. XI. 1933 ausgekeimten Turionen	3+(1)	4+(4)	5+(2)	9	10	10	10	10	0	10	10	10	9	9	(1)	9	10	10	10	10	(3)	8	10	10	8*	8*

	55°					57,5°				60°				65°				70°				75°				80°			90°		100°
	10s	15s	20s	25s	30s	7s	10s	15s	20s	5s	7s	10s	12s	15s	3s	5s	7s	10s	1s	3s	5s	7s	1s	3s	5s	7s	1s	3s	5s	1s	3s	1s
Anzahl der am 24. X. 1933 gebadeten Turionen	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10
Anzahl der zum 7. XI. 1933 ausgekeimten Turionen	2	6	9	10	10	(3)	(7)	10	10	2	3+(6)	9+(1)	10	10	1+(1)	7+(3)	10	7*	0	8	10	8*	1+(2)	10	8*	7*	2+(2)	9*	6*	7+(2)	8*	6+(4)

Die in Klammern gestellten Zahlen weisen darauf hin, dass die entsprechende Anzahl der Turionen wohl mit der Keimung begann, aber darauf sitzen blieb.

*) Die übrigen Turionen verfaulten.

Badedauer ungefähr $4^1/_2$ mal ab, von 40—42,5° annähernd 6 mal. Weiter, in dem Temperaturintervall von 42,5—50° C, nimmt die minimale Badedauer ungefähr gleichmässig ab, aber schon von annähernd 50° C wird das Tempo der Abnahme der minimalen Badedauer immer langsamer, so nimmt sie von 47,5—50° $2^1/_2$ mal, von 50—52,5 2 mal, von 52,5—55° $1^1/_2$ mal ab. Beginnend von 55° C ist die Verkürzung der minimalen Badezeit eine noch langsamer geworden, so ist sie in dem ganzen 10 gradigen Intervall von 55—65° C nur 4 fach kürzer geworden, von 65—75° C aber nur 2 fach.

Eine noch bessere Übersicht erhält man, wenn man den Gang der Abnahme der minimalen Badedauer in zehngradigen Temperaturbezirken vergleicht. Während von 40—50° C die minimale Badezeit 120 mal kürzer geworden ist, nimmt sie von 50—60° C nur 6 mal, von 60—70° C aber nur $3^1/_2$ mal ab. Von 70—80° gelang es nicht eine Abnahme unmittelbar zu beobachten, jedoch wenn man beachtet, dass aus den 10 auf eine Sekunde in Wasser von 70° getauchten Turionen kein einziger auskeimte, dagegen aus den Turionen, die 1 Sekunde lang im Wasser von 80° gehalten wurden, 4 zu keimen begannen, so könnte man vielleicht annehmen, dass ein $1^1/_2$ sekundiges Bad von 80° das Treiben des grössten Teiles der gebadeten Turionen hervorzurufen imstande sei. In solchem Falle wäre die minimale Badezeit von 70—80° C zweimal kürzer geworden, von 80—90° C dagegen anderthalbmal. Von 90—100° ist uns eine weitere Abnahme der minimalen Badezeit festzustellen nicht gelungen wegen der Schwierigkeit, die ein nur Bruchteile einer Sekunde dauerndes Baden macht.

Für die bessere Übersicht wurden die Versuchsergebnisse graphisch dargestellt (Fig. 2). Im allgemeinen erinnert die erhaltene Kurve der minimalen Badezeiten an die des Versuches 11. Auch hier können wir dieselben 3 Teile unterscheiden: 1. einen ungefähr geradlinigen, verhältnismässig steilen, der den niedrigeren Badetemperaturen von 37,5—42,5° C entspricht und einen Temperaturkoeffizienten $Q_{10} = 725{,}67$ aufweist, für dasselbe Intervall $\mu = 128000$ (in dem Versuche 11 dem Temperaturbezirke 35—45° C entsprach $Q_{10} = 672$ und $\mu = 126500$, sie waren also sehr nahe den hier gefundenen). 2. einen ebenfalls ungefähr geradlinigen, aber etwas mehr horizontal verlaufenden Teil der Kurve, der den Temperaturen von 42,5—50° C entspricht; hier bekommen wir $Q_{10} = 54{,}29$ und $\mu = 79500$ also dieselben Zahlen, die wir im vorherigen Versuche für den Temperaturbezirke 45—52,5° gefunden hatten.

Man muss jedoch hier darauf hinweisen, dass infolge der geringen Punktenzahl diese Linien und die ihnen entsprechenden

thermischen Koeffizienten keinenfalls als absolut sicher betrachtet werden können, sie sind nur annähernd richtig, denn bei vielen von den geprüften Temperaturgraden ist die Möglichkeit nicht ausgeschlossen, dass die wirkliche minimale Badedauer noch kürzer ist und irgendwo zwischen der im Versuche festgestellten minimalen und der längsten ungenügend langen Badezeit zu suchen ist. Weiter entstanden gewisse Schwierigkeiten durch den Umstand, dass die minimale Badedauer für verschiedene Turionen bei einer gewissen Temperatur keine gleichlange ist. Fast bei jeder Badetemperatur kamen Badezeiten vor, die nur das Treiben eines Teiles ihrer Turionen hervorriefen. Es erscheint nun die Frage, wie man in solchen Fällen verfahren muss, ob man für eine minimale Badedauer nur solche in Betracht ziehen kann, die alle Turionen zur Keimung gebracht hat? Wir haben es jedoch für zweckmässiger gehalten schon eine solche Badedauer als minimal (Minimum der optimalen Badedauer) zu betrachten, die mindestens 70% von Turionen zum Treiben anregt. Natürlich sind die verschiedenen Badezeiten, wenn in einem Falle 70% von Turionen zu keimen begannen, in anderem 80%, im dritten 90% u. s. w., nicht ganz gleichwertig, jedoch sind wir überzeugt, dass der Fehler, den wir dadurch veranlassen, kleiner ist, als wenn wir nur solche Bäder als minimal lang betrachtet hätten, die alle 100% zur Keimung bringen.

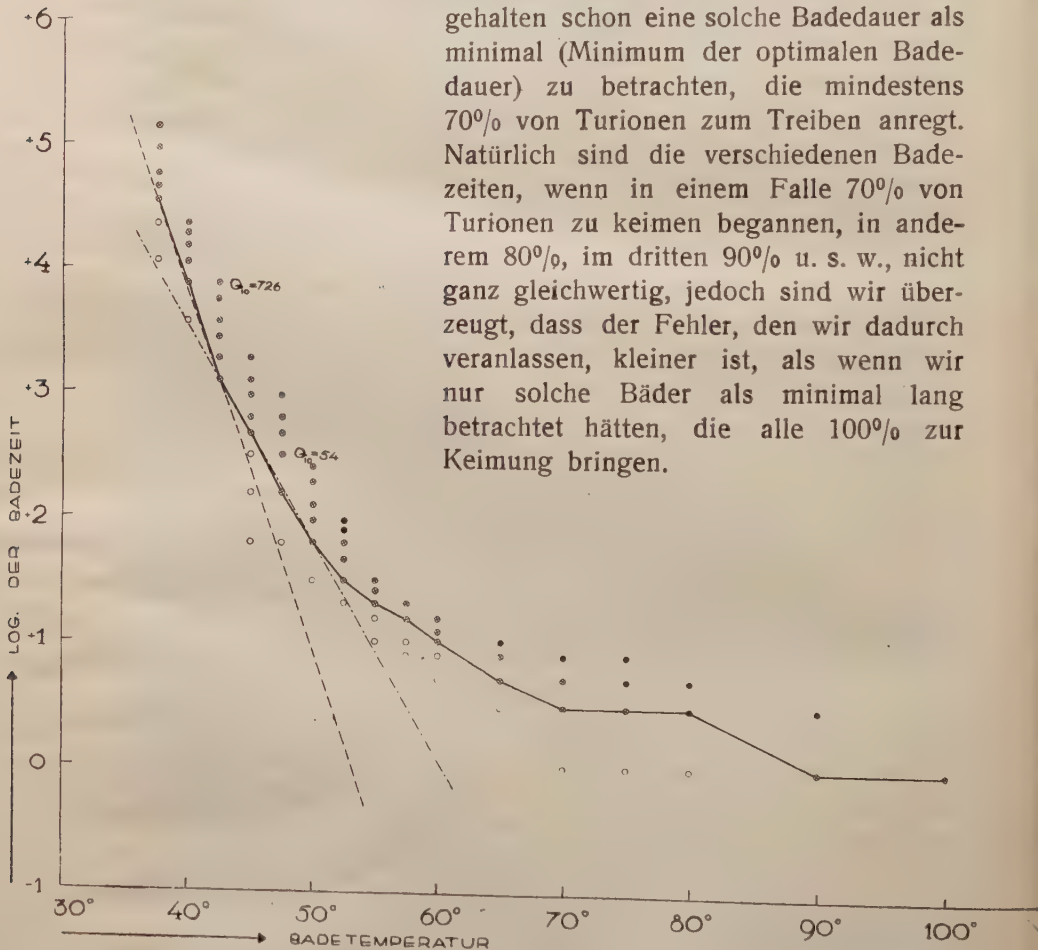


Fig. 2.
Bezeichnung der Badezeit:
○ = unterschwellig, ⊕ = optimal, ● = z. T. schädigend.

Wenn wir uns jetzt dem 3., rechten Teile der Kurve zuwenden, der den höheren Temperaturgraden von 50—100° C entspricht, so sehen wir dasselbe Bild, wie im Versuche 11, nämlich die Kurve ist in diesem Teile im ganzen gebogen, mit jedem Temperaturgrad bekommt sie einen mehr und mehr horizontalen Verlauf, und endlich geht sie parallel der Abscissenachse. Eine Erklärung dieser Erscheinung haben wir schon in den Besprechungen des vorherigen Versuches zu geben versucht. Gewisse Hinweise zu Gunsten der dort entwickelten Anschauung gibt, wie es uns scheint auch die Vergleichung der minimalen Badezeiten derselben Temperaturen in den Versuchen 11 und 12. Versuch 12 ist mit den Turionen angestellt, die am 17. Oktober Versuch 11 mit solchen, die am 12. September eingesammelt wurden. Mehr als einen Monat länger waren also die Turionen des Versuches 12 der Einwirkung der Kälte ausgesetzt. Die Kälte aber, wie es schon früher erwähnt wurde, fördert bei den Turionen von *Stratiotes* einen rascheren Ablauf der Ruheperiode, darum auch brauchte man im Versuche 12 im allgemeinen zum Hervorrufen des Frühtreibens eine bedeutend kürzere Zeit zum Baden, als in dem Versuch 11. Bei den Bädern von 37,5, 40 und 42,5° erwies sich die für das Frühtreiben unentbehrliche Badedauer 3—4 mal kürzer, bei den Bädern von 45, 47,5 und 50° 2 mal kürzer, bei den Bädern von 52,5 und 55° C nur mehr $1^1/_2$ mal kürzer, als in dem Versuche 11. Beginnend mit ungefähr 60° ist aber bezüglich der minimalen Badezeit fast kein Unterschied bemerkbar. Diese Beobachtungen bestätigen wiederum, dass bei den hohen Badetemperaturen auf die tatsächliche Einwirkung der Badetemperatur nur ein geringer Teil der unentbehrlichen minimalen Badezeit kommt, der im Vergleich mit der Zeit die zum Eindringen der Wärme nötig ist, so kurz ist, dass das Schwinden der Ruheperiode, das sich in dem Temperaturbezirke von 45—50° in einer Abnahme der minimalen Badezeit auf die Hälfte kund gibt, bei diesen Temperaturen die minimale Badezeit fast nicht beeinflusst hat. Schon früher haben wir wiederholt darauf hingewiesen, dass der letzte, gegen die Abscissenachse gekrümmte Abschnitt der Kurve als eine unmittelbare Fortsetzung der in diesem Falle dem Temperaturbezirke 42,5—50° C entsprechenden Geraden betrachtet werden muss, und nur infolge der oben erwähnten Umstände bleibt seine wahre Natur versteckt.

Endlich ist hier noch zu bemerken, dass in dem Versuche 11 bei den höheren Badetemperaturen die Abweichung von dem den mittleren Temperaturen entsprechenden geradlinigen Verlaufe der Kurve bei 55° beginnt, wo die minimale Badedauer sich nur 30 Sekunden lang erwies. In dem Versuche 12 beginnt diese Abwei-

chung sich schon bei 52,5° zu äussern, wo man zum Hervorrufen des Frühtreibens auch nur 30 Sekunden lang zu baden brauchte.

Zuletzt wenden wir uns in Kürze dem Umstand zu, dass die Kontrollturionen in allen Versuchen nur im Frühling, am meisten im April und Mai zu keimen begannen. Dagegen beginnen die draussen unter natürlichen Bedingungen gebliebenen Turionen, wenn sie im Oktober ins Zimmer gebracht und im Lichte aufgestellt werden, vereinzelt schon ihre Blätter zu entfalten. Im November aber, wenn in Lettland die Gewässer sich mit Eis zu decken beginnen, scheint die freiwillige Ruhe der Turionen von *Stratiotes* aufgehoben zu sein. Das verschiedene Verhalten könnte man, wie es schon erwähnt wurde, vielleicht so erklären, dass die bei natürtichen Verhältnissen gebliebenen Turionen der Einwirkung der Kälte unterliegen, was einen rascheren Ablauf der Ruheperiode verursacht hat, dagegen hat auf die bei einer gleichmässigen Zimmertemperatur gestandenen Turionen kaum irgend ein den Ruhezustand aufhebendes Reiz gewirkt, und nur die intensive Frühlingsbelichtung unterbricht diesen Starrezustand und ruft ein Treiben hervor. Durch die Lichtwirkung im Frühling wird also dasselbe erzielt, was bei natürlichen Bedingungen im Herbst augenscheinlich durch die Kälte erreicht wurde.

In schon erwähnten Versuchen, die einer von uns mit den Winterknospen von *Hydrocharis morsus ranae* ausgeführt hatte, wurde bei den Kontrollknospen eine ähnliche Erscheinung beobachtet. Jedoch erwiesen sich hier die Verhältnisse viel verwickelter. Schon Simon (1928) hat beobachtet, dass das spätere Austreiben der Dunkelknospen sehr wesentlich durch die Höhe der Temperatur, der sie in der letzten Zeit vor Beginn der Belichtung ausgesetzt waren, beeinflusst wird, während von den bei 10° C aufbewahrten Knospen in einem Versuche 70% auskeimten, liessen von den bei 21° C gehaltenen nur ganz vereinzelte einen Keimungsbeginn erkennen (S. 157). Weiterhin hat er beobachtet, dass Lichtmengen, welche knapp unter dem Schwellenwert liegen und deshalb ein Austreiben der Knospen nicht herbeiführen können, die Reaktionsfähigkeit dieser doch in sehr auffallender Weise beeinflussen.) Die so behandelten Knospen vermochten nämlich bei erneuter Belichtung selbst bei Darbietung höherer Lichtmengen, als in der betreffenden Jahreszeit zur Keimung erforderlich wären, nicht zu keimen (S. 201). Später (1931) hat Simon diese Erscheinung einer ausführlicheren Uutersuchung unterworfen und unter Anderem gefunden, dass die erwähnte Abstumpfung der Lichtempfindlichkeit der Knospen mehrere Monate anhält. Auch Matsubara hat beobachtet, dass die Kontrollknospen von *Hydrocharis*, welche während der Ruhe-

zeit am Licht und bei einer Temperatur von 15—20° C im Gewächshaus gestanden hatten, lichthart geworden waren und bis Anfang Februar nicht auskeimten. Dagegen waren die Knospen, die genau so hell, aber meist bei weniger als 5° C den Winter über gehalten wurden, keineswegs lichthart geworden. Diese Knospen, Anfang Februar ins Warmhaus gebracht, waren schon nach 14 Tagen bis auf einige wenige gekeimt (1931, S. 704 f).

Wenn auch die Turionen von *Stratiotes aloides,* im Vergleich mit den Winterknospen von *Hydrocharis*, viel geringere Lichtmengen zum Auskeimen verlangen und bei gewissen Badetemperatur genügend lang gebadete Turionen zum Teil auch im Dunklen zu keimen imstande sind, selbst einzelne unbehandelte Knospen auch im Dunklen auskeimen, so könnte doch vermutet werden dass auch hier bei *Stratiotes* das späte Austreiben der im Lichte bei Zimmertemperatur gehaltenen Kontrollknospen z. T. durch eine Abstumpfung ihrer Lichtempfindlichkeit durch unterschwellige Belichtung bedingt sein konnte. Um diese Möglichkeit zu prüfen, wurden einige Parallelversuche gemacht mit Turionen die am 19. September 1933 eingesammelt wurden und z. T. im Dunklen, z. T. im Lichte bei Zimmertemperatur aufbewahrt wurden.

Der erste von diesen Versuchen wurde am 5. November 1933, der andere am 1. März 1934 angestellt. Die Versuchsergebnisse sind in der Tabelle 10 zusammengestellt. Wie aus dieser zu entnehmen ist, kann hier bei den Turionen von *Stratiotes aloides* von einer Abstumpfung der Lichtempfindlichkeit kaum die Rede sein. Für eine endgültige Lösung dieser Frage wäre jedoch eine umfangreichere Versuchsanstellung erwünscht.

Rückblick.

Im Gegensatz zu den in der Literatur vorhandenen Angaben, dass die Turionen von *Stratiotes aloides* keine echten Turionen sind, dass sie meist noch auf der Mutterpflanze zur Auskeimung gelangen, kamen wir auf Grund von Beobachtungen bei einigen Tausenden Pflanzen zur Ansicht, dass bei *Stratiotes aloides* zweierlei Knospen vorhanden sind. Die einen mit verhältnismässig langen dicken Stielen, ziemlich gross, locker gebaut und hellgrün; diese keimen tatsächlich immer im Zusammenhange mit der Mutterpflanze aus und haben die Bedeutung von Ausläufern, in dem sie aus der Basis der Blattrosette auf einem langen Stiel herausgeschoben werden. Selbst im Herbste waren diese Knospen in verschiedenen Stadien der Entfaltung auf der Mutterpflanze zu finden. Die Bildung einer Trennungsschicht an der Basis dieser Knospen, zum mindesten in den früheren Entwicklungsstadien, wurde nicht beobachtet.

Tabelle 10.

	Licht - Turionen							Dunkel - Turionen						
	Unbehandelte Kontrollen	45°						Unbehandelte Kontrollen	45°					
		1 m	2,5 m	5 m	10 m	20 m	30 m		1 m	2,5 m	5 m	10 m	20 m	30 m
Anzahl der am 5. XI. 1933 gebadeten Turionen	10	5	5	15	5	5	5	10	5	5	15	15	15	5
Anzahl der zum 5. XII. 1933 gekeimten Turionen	0	0	0	(2)	2	5	5	0	0	0	(4)	7+(3)	15	5
Anzahl der am 1. III. 1934 gebadeten Turionen	6	6	6	6	6	6	—	10	5	5	5	5	5	—
Anzahl der zum 1. IV. 1934 gekeimten Turionen	0	0	0	3	3	6	—	0	0	0	3	4	5	—

Die in Klammern gestellten Zahlen weisen darauf hin, das die entsprechende Anzahl der Turionen wohl mit der Keimung begann, aber darauf sitzen blieb.

Die anderen Knospen sind fast sitzend oder kurzgestielt (ihre Stielchen sind weiss und äusserst minutiös), verhältnismässig kompakt, nach oben deutlich zugespitzt und im reifen Zustande dunkelbraun. Ihre Auskeimung auf der Mutterpflanze wurde im Herbste nur ausnahmsweise und auch im Frühling nur sehr selten beobachtet, und auch in diesen Fällen war der Zusammenhang zwischen den Knospen und der Mutterpflanze ein so lockerer, dass die Knospen schon bei leichter Berührung abbrachen. Schon im Herbste war an der Basis dieser Knospen eine deutlich merkbare Trennungsschicht ausgebildet und infolgedessen wurden auf den im Spätherbste aus dem Wasser herausgezogenen Mutterpflanzen nur noch wenige von diesen Knospen in unmittelbarem Zusammenhange mit ihnen gefunden, meistens aber waren sie schon von den Stielchen abgestossen und schwammen entweder frei herum, oder sassen noch zwischen den Blattscheiden. Im Frühling konnte man diese Knospen nur in seltenen Fällen noch an der Mutterachse finden, der allergrösste Teil aber schwamm frei herum und war dabei meistens ungekeimt.

Nach unserer Überzeugung müssen diese, die sich loslösenden Knospen, als echte Turionen betrachtet werden. Während die erste Gruppe von Knospen der Pflanze zur Ausläuferbildung und dadurch zur Bildung einer Decke zum Überziehen der die Mutterpflanze umgebenden Wasserfläche dienen, ist die zweite, aus echten Turionen bestehende, wegen ihrer freien Beweglichkeit und geringen Grösse, ähnlich dem Samen, mehr zur Eroberung neuer Standorte bestimmt. Durch das Frühlingshochwasser, zum Teil auch schon durch die Überschwemmungen im Herbste, können sie leicht in neue Gegenden verschleppt werden,wo für ihre Entwicklung günstige Bedingungen herrschen.

Wie die schon früher hier angeführten Versuche mit diesen echten Turionen von *Stratiotes aloides* zeigten, besitzen sie eine deutlich ausgeprägte Ruheperiode. Schon Anfag August gesammelte Turionen, solange sie keiner Frühtreibbehandlung unterworfen wurden, blieben im Zimmer an einem Fenster bis zum Frühling ungekeimt. Am tiefsten scheint der Ruhezustand der Turionen in der ersten Hälfte des Septembers zu sein. Infolge der Einwirkung der herbstlichen Kälte wird es jedoch beginnend mit Ende September immer leichter die Ruhe der Turionen durch künstliche Eingriffe (Warm-Heissbad) zu unterbrechen. Es scheint, dass zu der Zeit, wenn die Gewässer sich mit Eis zu bedecken beginnen, sie schon zu Ende gekommen ist.

Der Ruhezustand der Turionen von *Stratiotes aloides* in seinen verschiedenen Stadien konnte durch Bäder von verschiedenen Temperaturen aufgehoben werden, wobei die Turionen verhältnismässig bald und eindeutig reagierten. Ebenso wie bei

Hydrocharis — Turionen gelang es auch hier nicht ein Frühtreiben durch ein 30-grädiges Wasserbad hervorzurufen, selbst 30 Tage hindurch gebadete Turionen blieben ungekeimt. Es wurden dabei auch keine Schädigungen beobachtet. Dieser Umstand scheint die schon von Weber (1922), O. Richter (1922), Gassner (1926) und anderen geäusserten Gedanken, dass die frühtreibende Wirkung sich in irgendwelchem Zusammenhange mit Schädigungen befindet, neuerdings zu bestätigen. Die Tatsache dass hier bei den Wasserpflanzen es nicht gelingt ein Frühtreiben durch solche Badetemperaturen hervorzurufen, die bei den Knospen der Holzgewächse gewöhnlich schon nach unvergleichbar kürzerer Einwirkung ein Austreiben bedingen, wie auch die erfolglosen Versuche die frühtreibende Wirkung der Wasserbäder von diesen Temperaturen durch ein entsprechendes Trockenbad zu ersetzen (Molisch 1909 und Boresch 1924), weiter die Versuche Boresch's, in welchen es gelang das Warmwasserbad in ihrer frütreibenden Wirkung durch eine entsprechend temperierte verdünnte Luft zu ersetzen (1924, S. 323), die Beobachtungen Weber's dass ein Aufenthalt in Stickstoff-, Kohlensäure oder Wasserstoffatmosphäre auf die Ruheperiode der Knospen zerstörend wirkt (1916, S. 202) und endlich die Versuche, in welchen es sich erwies, dass die frühtreibende Wirkung eines Warmbades durch Zuführung von Sauerstoff während des Bades ausgeschaltet werden kann, (Boresch 1928, S. 181) — lassen vermuten, dass bei Holzgewächsen bei niedrigeren Badetemperaturen die Anregung des Treibens wohl hauptsächlich der anaeroben Atmung zukommen könnte (Weber 1916, Boresch 1924, 1926 und 1928). In gewissem Masse führen uns zu solchen Ansichten auch die kleinen Temperaturkoeffizienten in dem Bereiche der niedrigeren Temperaturen, die einer von uns bei einigen Holzgewächsen, nach noch nicht publizierten Versuchen, über die Frühtreibwirkung verschieden temperierter Wasserbäder, beobachten konnte und die auf eine chemische Natur der Wirkungen dieser Bäder hinweisen.

Die Wasserpflanzen, wie schon früher einer von uns darauf hingewiesen hat, haben ihre Atmungsvorgänge dem Wasser, einem Medium, das schon normalerweise weniger Sauerstoff enthält als die Luft, angepasst; darum tritt auch die anaerobe Atmung hier vermutlich nicht so bald ein als bei den in warmes Wasser eingetauchten Luft-Pflanzen. Ausserdem muss noch bemerkt werden, dass die Stratiotes-Turionen, deren äussere Teile reich an Chloroplasten sind, im hellen Zimmer gebadet wurden und darum, mindestens im Tageslicht, für ihre Atmungsvorgänge den bei der CO_2 Assimilation abgespaltenen Sauerstoff ausnutzen konnten.

Wasserbäder von 35°C und höher bis selbst 100°C erwiesen sich fähig den Ruhezustand der *Stratiotes* Turionen aufzuheben. Hier wurde ebenso wie bei *Hydrocharis* beobachtet, dass je höher die Temperatur des Bades war, man desto kürzere Zeit zu baden brauchte, um das Treiben hervorzurufen. Während bei *Hydrocharis* die Beobachtungen nur einen zwölfgradigen Temperaturintervall umfassten (von 43—55°C), sind sie hier bei *Stratiotes* viel weiter ausgedehnt worden, sie umfassen einen Temperaturbezirk von 65 Graden (von 35—100°C). Bei Turionen von *Hydrocharis morsus ranae* wurde zwischen der Badetemperatur und Dauer folgender Zusammenhang festgestellt: „wenn die Badetemperaturen in arithmetischer Progression wachsen, sinkt die für die Erzielung eines Frühtreibens unentbehrliche minimale Badedauer annähernd in geometrischer Progression". Im allgemeinen konnte man auch hier eine ähnliches Bild erhalten, jedoch nicht ein so reguläres, nicht ein so gleichartiges. Am raschesten erfolgte das Sinken der minimalen Badedauer mit den steigenden Temperaturen in dem Bezirke von 35—45° (oder in einem anderen Versuche von 37,5—42,5°). Hier wurde $Q_{10} = 672$ und 725,67, $\mu = 126500$ und 128000 festgestellt. Das Tempo der Abnahme der minimalen Badedauer war in dem ganzen Bezirke ein ungefähr gleichmässiges (erfolgte in einer geometrischen Progression). Weiter bei 42—45°C wurde ein Knick festgestellt, weiter aber erfolgte dann die Abnahme der minimalen Badezeit mit dem Steigen der Badetemperaturen bis 50—52,5° zwar wieder gleichmässig (in geometrischer Progression), jedoch in einem schon langsameren Tempo, als in dem vorherigen Bezirke ($Q_{10} = 54{,}29$ und $\mu = 79500$). Dieser Temperaturintervall entspricht demjenigen, welcher bei *Hydrocharis* verfolgt wurde. Der dort festgestellte $Q_{10} = 58$ ist sehr nah dem hier gefundenen.

Der Knick im Tempo der Abnahme der minimalen Badedauer mit dem Steigen der Badetemperaturen ist vorläufig schwer zu erklären. Vor allem müssten genauer, als es uns in diesen Versuchen für die niedrigeren Temperaturgrade möglich war, die minimalen Badezeiten festgestellt werden und zwar in dem kritischen Bereiche, dabei am besten für jeden Temperaturgrad, um zu sehen, wo nämlich der Übergang stattfindet, und ob er ein schroffer oder ein allmählicher ist. Ebenso müsste durch nähere Analyse untersucht werden, wodurch die frühtreibende Wirkung der Bäder von 35—45° von denjenigen von 45—52,5° sich unterscheidet.

Einstweilen könnte man sich vielleicht den Unterschied so zu erklären versuchen: Wenn die Turionen stundenlang gebadet werden, werden sie vollständig durchwärmt und die inneren

weniger differenzierten Teile des Turio ähnlich den äusseren peripherischen dauernd der Einwirkung der Badetemperatur unterworfen. Man könnte annehmen, dass in diesen Fällen die ersten das Austreiben verursachenden Veränderungen durch das Bad in den inneren mehr empfindlicheren Teilen des Turio hervorgerufen werden, die dann ihrerseits die äusseren Turioteile zu den für die Keimung kennzeichnenden Veränderungen anregen. Die äusseren, weitdifferenzierten und verhältnismässig weniger empfindlichen Teile des Turio unmittelbar zur Entfaltung anzuregen sind diese Bäder augenscheinlich nicht imstande. Bei den Bädern die über 42,5—45° C temperiert waren, wie die Versuche zeigten, sind die minimalen Badezeiten sehr kurz, wenige Minuten, selbst nur Sekunden lang und es ist klar, dass in einer so kurzen Zeit keine Durchwärmung der Turionen mehr erfolgt, ihre inneren Teile erreichen nicht mehr die Temperatur des Bades oder nur auf eine zu kurze Zeit. Die das Treiben bewirkenden Veränderungen finden hier primär in den peripherischen Teilen der Turionen vielleicht schon statt, und die inneren Teile des Turio bekommen in diesem Falle den Impuls zur Auskeimung nicht mehr unmittelbar von dem Bade, sondern vermittels der oberflächlichen Teile. Die beobachtete Verschiedenheit der thermischen Koeffizienten könnte also so zu verstehen sein, dass bei niedrigeren Badetemperaturen das Frühtreiben durch die Einwirkung des Bades auf die inneren Teile des Turio, bei den höheren aber auf die oberflächlichen hervorgerufen wird. Über die vermutliche Natur der Protoplastenveränderungen, die unter der Einwirkung des Bades statt finden, und die für das Frühtreiben verantwortlich sein könnten, hat einer von uns sich schon früher geäussert.

Nachdem die Badetemperaturen 50—52,5° überschritten haben, wird mit weiterem Steigen der Temperatur das Tempo der Abnahme der minimalen Badedauer immer langsamer und endlich selbst bei Bädern, deren Temperaturunterschied 10° ist, war es schwer irgendwelchen Unterschied zwischen den ihnen entsprechenden minimalen Badezeiten zu finden. Freilich waren hier diese Badezeiten ausserordentlich kurz, nur 1—3 Sekunden lang. Die soeben erwähnte Erscheinung lässt sich vielleicht dadurch erklären, dass gewisse Zeit für das Eindringen der Wärme in den Turio resp. in den Protoplasten seiner oberflächlichen Zellen erforderlich ist. Bei niedrigeren Badetemperaturen ist diese Zeit im Vergleich mit der Badedauer so gering, dass man sie vernachlässigen kann. Dagegen je kürzer die Badezeit wird, um so grösser wird relativ der Teil, der zum Eindringen der Wärme nötig ist, und endlich bei den Temperaturen über 60—70° scheint es ganz unmöglich zu sein, nach den experi-

mentell gefundenen Badezeiten die wirkliche Einwirkungsdauer der entsprechenden Badetemperatur auf den Protoplast zu erkennen, denn der allergrösste Teil dieser Zeit ist für die Eindringung der Wärme hingegangen, und bei höheren von ihnen ist es selbst möglich, dass der Protoplast im Laufe der Badezeit die Badetemperatur nicht erreicht und während des Bades sich ausserdem die ganze Zeit unter der Einwirkung einer ständig ansteigenden Temperatur befindet. Wenn es möglich wäre, die oberflächlichen Protoplasten des Turio augenblicklich der Temperatur des Bades zu unterwerfen, so zeigte es sich vielleicht, dass das Tempo der Abnahme der minimalen Badezeit mit dem Steigen der Temperaturen von 42,5—45° C beginnend weiter hindurch ein gleichmässiges wäre, in derselben geometrischen Progression erfolgte.

Wenn bei den niedrigeren Badetemperaturen von einem gewissen Anteil der anaeroben Atmung in dem Hervorrufen des Frühtreibens wohl die Rede sein konnte, so fällt er bei höheren Temperaturen, wo das Baden nur einige Minuten, selbst nur Sekunden dauert, weg und, wie es schon einer von uns früher erwähnt hat, lässt der ungewöhnlich grosse Temperaturkoeffizient vermuten, dass das Frühtreiben sich in einem ursächlichen Zusammenhange mit den durch die hohe Temperatur hervorgerufenen kolloidalen Veränderungen der Protoplasten befindet.

Wie schon erwähnt wurde, zeigten die mit Holzgewächsen mit niedrigen (30—37,5° C) Temperaturen ausgeführten Versuche, dass ein Wasserbad in ihrer frühtreibenden Wirkung durch ein entsprechendes Luftbad nicht ersetzt werden kann, dass die Anwesenheit des Wassers während des Bades unentbehrlich ist. Während Molisch (l. c.) der Meinung war, dass Wasser als solches unentbehrlich ist, schreibt Boresch (l. c.) dem Wasser nur als einem sauerstoffarmen Medium, das das Eintreten einer anaerober Atmung befördert, eine Bedeutung zu. Schon die frühtreibende Wirkung der sehr kurzen hochtemperierten Wasserbäder (55°—15 Sek.), die einer von uns bei den Turionen von *Hydrocharis* festgestellt hatte, hatte einen sicheren Grund zu der Vermutung gegeben, dass hier die Temperatur allein frühtreibend zu wirken vermag, denn irgendeine spezifische Wirkung des Badewassers oder anaerobe Atmung konnte sich kaum in einer so kurzen Zeit abspielen, die Wasseranwesenheit während des Bades ist hierbei also unbeteiligt.

Die Richtigkeit dieser Annahme haben die mit Turionen von *Stratiotes aloides* ausgeführten Versuche bestätigt. Die in einem trockenen dünnen Gummistoffsäckchen eingeschlossenen Turionen wurden auf kurze Zeit in Wasser von 50 und 55° C getaucht; sie keimten ähnlich den unmittelbar im Wasser gebadeten bald

aus. Nur musste man im Säckchen ein wenig länger baden, da zur Erwärmung desselben einige Zeit erforderlich ist. Auf solche Weise, mindestens bei höheren Temperaturgraden, vermag die während des Bades erhöhte Temperatur allein, ohne gleichzeitige Mitwirkung des Wassers, die Ruheperiode der Turionen zu unterbrechen.

Ergebnisse.

1. Es wird darauf hingewiesen, dass man bei *Stratiotes aloides* zwei Knospenarten unterscheiden muss: die Knospen von Ausläufern und echte Turionen. Während die ersten immer im Zusammenhange mit der Mutterflanze auskeimen und sich erst später von dieser abtrennen, lösen sich dagegen die kurzstieligen Turionen nach erlangter Reife vermittels einer Trennungsschicht von der Mutteraxe und keimen erst nach zurückgelegter Ruheperiode aus.

2. Die Wasserbäder von allen Temperaturen im Bezirke von 35—100° C sind imstande das Frühtreiben der Turionen von *Stratiotes aloides* hervorzurufen.

3. Das Tempo der Abnahme der minimalen für das Frühtreiben der Turionen von *Stratiotes aloides* unentbehrlichen Badedauer mit der Erhöhung der Temperatur des Bades ist kein ganz gleichmässiges. Am raschesten erfolgt diese Abnahme bei den niedrigeren Badetemperaturen, von 35° bis 42,5—45° C. Da die Abnahme der minimalen Badezeit in diesem Bezirke eine gleichmässige ist ($Q_{10} = 672$ und 725,67, aber $\mu = 126500$ und 128000, so wird angenommen, dass auch die Ursachen des Treibens, nach einem Baden bei diesen Temperaturen, die gleichen sind.

Von ungefähr 42,5—45° C wird die Abnahme der Badezeit mit weiterer Steigerung der Badetemperatur langsamer, jedoch bis 50—52,5° C ist der Gang der Abnahme auch hier ein ungefähr gleichmässiger ($Q = 54,29$, aber $\mu = 79.500$), was zu vermuten lässt, dass auch bei allen Badetemperaturen, die diesem Intervall entsprechen, das Frühtreiben der Turionen von Veränderungen gleicher Art verursacht wird, wenn auch anderen, oder mindestens z. T. andersartigen als bei den niedrigeren Badetemperaturen zu Beginn der Kurve.

Mit der Erhöhung der Badetemperatur über 50—52,5° C wird das Tempo der Abnahme der minimalen Badedauer andauernd langsamer und endlich ist selbst bei den Bädern, deren Temperaturen durch 10° C von einander differieren, kein Unterschied mehr zwischen den ihnen entsprechenden Badezeiten zu beobachten. Die Erscheinung wird dadurch erklärt, dass mit der Abnahme der minimalen Badezeit bis auf wenige Sekunden nur noch ein geringer Teil von der experimentell gefundenen

Badezeit auf die wirkliche Einwirkung der Badetemperatur fällt, dagegen der allergrösste Teil der Badezeit zur Wärmeleitung, zur Erwärmung, wenn auch nur der oberflächlichen Zellschichten, bis auf die Temperatur des Bades hingeht, und bei den Bädern, die nur 1—2 Sekunden lang andauern wird es fraglich, ob überall sogar die oberflächlichen Zellen bis auf die Temperatur des Bades erwärmt werden. Würden nicht diese störenden Nebenumstände sein, so würde vielleicht mit der Erhöhung der Badetemperatur über 50—52,5° C die Abnahme der minimalen Badezeit demselben Tempo folgen, wie im Bezirke von 42,5—45° bis 50—52,5° C.

4. Bei dem Frühtreiben der Turionen von *Stratiotes aloides* durch die Heisswasserbäder kommt die Hauptrolle der während des Bades vorübergehend erhöten Temperatur zu, das Badewasser dagegen ist ein entbehrlicher Faktor, denn einer trockenen Hitze von 50 und 55° C unterworfene Turionen keimten ebensogut, wie die im Wasser von entsprechenden Temperaturen gebadeten.

Riga, Oktober 1934.

Institut für Pflazenphysiologie und Anatomie der Universität.

Literaturverzeichnis.

1930. Bělehrádek, J. et Melichar J. Láction différente des températures élevées et des températures normales sur la survie de la cellule végétale (Helodea canadensis Rich.). Biologia Generalis, Bd. VI.

1924. Boresch, K., Zur Analyse der frühtreibenden Wirkung des Warmbades. Biochem. Zeitschr., Bd. 153.

1926. Boresch, K., Zur Analyse der frühtreibenden Wirkung des Warmbades II. Biochem. Zeitschr., Bd. 170.

1928. Boresch, K., Zur Biochemie der frühtreibenden Wirkung des Warmbades III. Biochem. Zeitschr., Bd. 202.

1924. Collander, R., Beobachtungen über die quantitativen Beziehungen zwischen Tötungsgeschwindigkeit und Temperatur beim Wärmetod pflanzlicher Zellen. Soc. Scient. Fennica Commentationes Biologicae, Bd. 1, 7.

1926. Gassner, G., Neue Untersuchungen über Frühtreiben mittels Blausäure. Zellstimulationsforschungen, Bd. 2.

1906. Glück, H., Biologische und morphologische Untersuchungen über Wasser- und Sumpfgewächse. II. Teil. Jena.

1908. Graebner, P., Familie *Hydrocharitaceae.* (Kirchner, O., Loew, E. und Schröter, C., Lebensgeschichte der Blütenpflanzen Mitteleuropas, Bd. I, 1. Abt., Lieferung 9.) Stuttgart.

1906. Howard, W., L., Untersuchung über die Winterruheperiode der Pflanzen. Inaugural — Dissertation. Halle a. S.

1865. Irmisch, Th., Beitrag zur Naturgeschichte des *Stratiotes Aloides.* Bd. n. R. 23.

1931. Matsubara, M., Versuche über die Entwicklungserregung der Winterknospen von *Hydrocharis morsus ranae L.* Planta, Bd. 13.

1909. Molisch, H., Über ein einfaches Verfahren Pflanzen zu treiben (Warmbadmethode). II. Teil. Sitzungsber. d. Akad. d. Wiss. Wien, math.-nat. kl., Bd. 118, Abt. 1.

1825. Nolte, E. F., Botanische Bemerkungen über *Stratiotes* und *Sagittaria*. Kopenhagen.

1926. Porodko, Th. M., Einfluss der Temperatur auf die Absterbegeschwindigkeit der Samen. Ber. d. deutsch. bot. Ges., Bd. 44.

1922. Richter, O., Konzentrierte Schwefelsäure, konzentrierte Kalilange als Treibmittel und andere Erfahrungen über Pflanzentreiberei. Ber. d. deutsch. bot. Ges., Bd. 40.

1928. Simon, S. V., Zur Keimungsphysiologie der Winterknospen von *Hydrocharis morsus ranae L.* usw. Jahrb. f. wiss Bot., Bd. 68.

1931. Simon, S. V, Weitere Untersuchungen zur Keimungsphysiologie der Winterknospen von *Hydrocharis*. Über Abstumpfungserscheinungen infolge einer zum Austreiben nicht hinreichenden Belichtung. Jahrb. f. wiss. Bot., Bd. 75.

1932. Veğis, A., Über das Frühtreiben der Winterknospen von *Hydrocharis morsus ranae L.* durch hochtemperierte Wasserbäder. Jahrb. f. wiss. Bot., Bd. 75.

1916. Weber, F., Studien über die Ruheperiode der Holzgewächse. Sitzungsber. d. Akad. d. Wiss. Wien, math.-nat. kl., I. Abt., Bd. 125.

1922. Weber, F., Frühtreiben durch Quetschen, Ber. d. deutsch. bot. Ges., Bd. 40.

1913. Wiśniewski, P., Kosmos. Bd. 88, S. 1376.

1930. Wiśniewski, P., Beiträge zur Kenntnis der Ruheperiode der Winterknospen von *Stratiotes aloides*. Acta Soc. Botanicorum Poloniae, Vol. VII.

Pētījumi par 35—100° C ūdens pelžu agrdzinēju iedarbību Stratiotes aloides L turionos.

Auseklis un Benita Veģi.

1. *Stratiotes aloides* augiem noteikti jāizšķir divejāda veida pumpuri: stīgu pumpuri un ziemas pumpuri-turioni. Pirmie izplaukst uz mātes auga un labu laiku arī pēc plaukšanas paliek sakaros ar to un pat rudenī atrodami dažādās plaukšanas stadijās, bet otri, nobrieduši, parasti ar īpašu nošķirēju kārtu noraisās no mātes auga, kļūst pilnīgi patstāvīgi un plaukst tikai pēc miera perioda izbeigšanās, neatrodoties vairs nekādos sakaros ar mātes augu.

2. *Stratiotes aloides* turionu agrdzīšanai noder visu temperātūru, robežās no 35—100° C, ūdens peldes, tikai peldes ilgumam jābūt attiecīgi pieskaņotam.

3. *Stratiotes aloides* turionu agrdzīšanai nepieciešamā minimālā peldes ilguma samazināšanās temps, peldes temperātūrai kāpjot, nav viscaur vienāds. Visstraujāks tas izrādījās zemākām peldes temperātūrām no 35 līdz 42,5—45° C. Tā kā peldes ilguma samazināšanās gaita šais robežās puslīdz vienmērīga ($Q_{10} = 672$ un 725,67, bet $\mu = 126.500$ un 128.000), ir pamats domāt, ka agrplaukšanas cēloņi pēc šo temperātūru peldēm ir tie paši. No apm. 42,5—45° C peldes ilguma samazināšanās gaita kļūst gausaka, tomēr līdz 50—52,5° C tā ir puslīdz vienmērīga ($Q_{10} = 54,29$ un $\mu = 79.500$), kas liek domāt, ka visā šai temperātūru intervallā agrplaukšanu ievada līdzīga rakstura pārvērtības, tomēr, kā stipri atšķirīgais temperātūras koeficients liek domāt, citādas vai vismaz pa daļai citādākas nekā zemāko temperātūru intervallā.

Peldes temperātūrai pieaugot tālāk virs 50—52,5° C, agrdzīšanai nepieciešamā minimālā peldes ilguma tālākās samazināšanās gaita kļūst arvien gausāka, līdz beidzot pat starp peldēm, kuŗu temperātūras atšķiŗas par veseliem 10° C, grūti nākas vērot kādu starpību agrdzīšanai nepieciešamo peldes ilgumu ziņā. Šo parādību izskaidro tā, ka peldes ilgumam kļūstot pārliecīgi īsam, tikai nedaudzas sekundes ilgam, vairs tikai neliela daļa no eksperimentāli atrastā agrdzīšanai nepieciešamā peldes ilguma krīt tieši uz peldes temperātūras iedarbību, kamēr lielā daļa no peldes ilguma aiziet siltuma vadīšanai, turiona, kaut arī tikai tā

virsējo šūnu slāņu, sasilšanai. Jo īsāks agrdzīšanai nepieciešamais peldes laiks, jo niecīgāks kļūst tas laika sprīdis, kas krīt tieši uz peldes temperātūras iedarbību un tikai 1—2 sekundes ilgās peldēs pat jāšaubās, vai pat virsējie šūņu slāņi maz paspēj sasilt līdz peldes temperātūrai, kāpēc augstākās peldes temperātūrās liekas pilnīgi neiespējami pēc eksperimentāli atrastiem peldes ilgumiem spriest par peldes temperātūras iedarbības ilgumu. Ja nebūtu šo traucētāju blakus apstākļu, un turionus uzreiz — momentāni, varētu pakļaut peldes temperātūras iedarbībai, tad agrdzīšanai nepieciešamā peldes ilguma samazināšanās gaita, peldes temperātūrai pieaugot virs 50—52,5 C, domājams, būtu tāda pati, ka intervallā no 42—45,5° C līdz 50—52,5° C.

4. *Stratiotes aloides* turionu agrdzīšanā ar karsta ūdens peldēm noteicošā loma piekrīt pa peldes laiku paaugstinātai temperātūrai, kamēr peldes ūdens klātbūtne pieciešama, jo attiecīgu laika sprīdi sausumā 50 un 55° C temperātūrā turētie turioni plauka līdzīgi ūdenī peldinātiem.

Fertilization of Oospheres by Planogametes in Saprolegniaceae.

Preliminary Note.

By Arv. Apinis.

In the summer of 1929 some soil samples were taken for the purpose of cultivating the soil fungi. Two of them were from the soil under *Sphagnum* and *Dicranum* in a boggy pine forest in the neighbourhood of Riga (Biķernieku mežs and Jugla). From these samples in a pure culture I succeeded in isolating a certain fungus of the *Saprolegniaceae* family, which I described as a new species *Saprolegnia latvica* Apinis[1]). Lund[2]) has also isolated it from *Sphagnum* bog peat in Denmark.

While I was examining the fungus the usual antheridia on the side-branches could not be detected, and this was the reason why I concluded that the oospheres develop parthenogenetically, without fertilization, as occurs with several other *Saprolegnia* species.

It was noticed that there was very little protoplasm in the hyphae towards the end of the development, that they were practically empty, although no gemmae had been observed. Another peculiarity seemed to be established in the fact that the pits of the oogonium wall not seldom had holes, but, while oospheres were developing in the oogonium, there were also noticed certain changes in the protoplasm of the nearest hyphae. Later, looking for the reason of these changes, it was discovered that in the hyphae were formed small (3—5μ) motile cells, which through the pits entered the oogonium and fertilized the oospheres.

The thallus of the fungus is filamentous (the hyphae are generally 5—20μ thick, seldom 30 μ thick), non-septate as in the other representatives of this family. Septae are formed wherever reproductive organs are developed: sporangia, oogonia

---

[1]) Arv. Apinis, Untersuchungen über die in Lettland gefundenen Saprolegniaceen etc. Acta Horti Botanici Univ. Latviensis IV, 1929.

[2]) Aage Lund, Studies on Danish Freshwater Phycomycetes etc. Mémoires de l'Académie Royale des Sciences et des Lettres de Danemark, Copenhaque. 9me série, t. IV, No 1. 1934.

and partially antheridia as well. Near the hemp-seed substratum in water the hyphae sometimes show irregular constrictions where plugs of cellulin often separate one part of the hypha from the other (pseudo-septa). This fact, typical of the *Leptomitaceae*, is however, exceptional in this case. In hyphae which have grown in liquids much protoplasm is found in the ends. The protoplasm has here no inclusions, while in other parts of the hyphae it has different kinds of inclusions, especially near to the substratum. Not seldom the protoplasm of the hyphae is vacuolated, generally at the time of oogonia development, and resembles sometimes exactly the contents of vacuolated hyphae of *Monoblepharis*.

At the ends of the hyphae as well as on the sidebranches are found sporangia, which (as in other species of *Saprolegnia*) are often proliferated. Zoospores 6—10 μ with 2 cilia. The zoospores not seldom encyst in the sporangia; afterwards leaving their membrane in the sporangium, they swim away with 2 lateral cilia, or sprout. While in the oogonium oospheres are being formed the encysted zoospores swell; a larger vacuole appears and develops into an antheridium, forming 4 smaller cells, which may be considered as acting like gametes. Near an unfertilized oogonium sometimes the division of zoospores was observed (see fig. 10c).

The development of the oogonium has a course similar to that of other *Saprolegnia* species (fig. 1—6). Generally at the end of the hypha an extension appears, where a brown coloured protoplasm rich in reserve substances accumulates. This extension increases to its utmost limit and develops the characteristic papilla-like outgrowths. Then in the central part of the oogonium appears a large vacuole and the protoplasm at the periphery divides into oospheres. These are at the beginning somewhat of an oval shape with a thin membrane and with contents of a brown colour.

At the time of development of the oospheres there occur in the remaining part of the thallus changes, which, perhaps, are due to some chemical influence of the oogonium. In the hyphae then the protoplasm vacuolates and becomes free of the grains or drop-shaped inclusions. The homogeneous plasma accumulates in the hyphae in greater or smaller portions, which are separated by vacuoles, as well as cellulin pieces or other inclusions. The hyphae form also different kinds of outgrowths of a smaller size, little sidebranches, where the protoplasm is accumulating. Such formations not seldom vividly resemble the antheridia of *Monoblepharis*. In the plasma of the antheridium afterwards often a vacuole appears and then its contents divide into small (3—7 μ, usually

3—5 μ) oval-shaped, uniciliate cells — gametes, which by means of ciliary motion emerge from the antheridium through shorter or longer outgrowths. Where there are bigger portions of homogeneous plasma in the hyphae and antheridia there appears a greater number of these small hyaline gametes, but of the smaller portions of protoplasm as well as of the encysted one-nuclear zoospores usually only four gametes are formed. In cases when the portions of protoplasm contain different inclusions, net-like gametangia are formed, which resemble "net-sporangia". Often also hypogenous antheridia are formed below the oogonia. The gametes become released from them by way of side outgrowths or penetrate directly through the membrane of the oogonium stalk into the oogonium. The latter case may be observed in agar plate cultures. Also the zoospores, which swim about near the oogonia divide while forming gametes. In exceptional cases it was observed that encysted zoospores acted like pseudo-antheridia: they germinated near the oogonium and the germ tubes entered the oogonium through the pit. It is difficult to say whether the smaller biciliate zoospores can fertilize the oospheres, because it is impossible in all cases to find out which is a small zoospore and which a larger gamete. The small zoospores, which, perhaps, originate from the division of the greater ones, have often one cilium longer than the other, and their size is from 5—7 μ. The gametes penetrate through the pits into the oogonium, where they fuse with the oospheres (fig. 9, 10, 11 and 12). The fertilized oosphere develops a thicker outer membrane and its contents assume the peculiar structure of that of oospores. After one month on agar culture the oospore germinates and forms the mycelium (see fig. 13-b).

The thallus of the fungus, when the favourable conditions of vegetative growth come to an end, shows a strong tendency to form throughout its length organs of sexual reproduction. This peculiarity (holocarpia) indicates a relationship with the lower fungi. The sexual reproduction of our fungus resembles very much that of *Monoblepharis*, because here also the fertilization takes place by means of motile uniciliate gametes. In *Monoblepharis insignis* and *M. fasciculata* Thaxter[3]) has observed bicilious zoospores, although the gametes were here with one cilium; this fact however stresses the relationship the more. On the other hand the organs of asexual and sexual reproduction of the fungus (sporangia and oogonia) are morphologically identical with those of *Saprolegnia*. Nevertheless, as the fertilization of oospheres takes place by means of planogametes, which hitherto had

[3]) Sparrow, F. K. The Monoblepharidales — Annals of Botany, Vol. XLVII, 1933.

not been observed in this genus, I consider it necessary to establish for the fungus a new genus *Archilegnia*.[4])

Archilegnia n. gen. differs from *Saprolegnia* in the fertilization of oospheres by motile gametes. Although in the *Saprolegniaceae* such a kind of sexual reproduction is unknown in general, the organs of sexual and asexual reproduction in this fungus and the other members of the family are so much alike that the genus may justifiably remain in this family. I only suggest the separation of a new Archilegnieae subfamily, where the sexual (oogonia) and asexual (sporangia) reproductive organs are like those of the Saprolegnieae subfamily, but the fertilization is similar to that of the *Monoblepharidaceae*.

Though the cytological researches are not yet concluded, I should like to say that considering the formation of gametes, the germination of oospores and other facts, the development of *Archilegnia latvica* n. comb. does not conform to the conception at present held of the Oomycetes life cycle (haploid thallus with a zygotical reduction). The peculiar development of our fungus is to be understood only if its thallus be considered a diploid one with the reductive division in the gametangia.

Oosfēru apaugļošana ar planogametām Saprolegniaceae dzimtā.

Iepriekšējs ziņojums: izvilkums no ref. 7. dec. 1934. Latv. Bioloģijas b-bā.

Arv. Apinis.

1929. gada vasarā tika ņemti augsnes sēņu kultūrām divi paraugi purvainā priežu mežā zem *Sphagnum* un *Dicranum* segas Rīgas tuvumā (Biķernieku mežā un pie Juglas). No ievāktiem paraugiem izdevās izolēt tīrkultūrās kādu saprolegniāceju, ko aprakstīju kā jaunu sugu — *Saprolegnia latvica* Apinis (Acta Horti Bot. Univ. Latv. Vol. IV, 211. l. p. 1929). Arī Lund's (1934) Dānijā sēni izolējis no *Sphagnum* purvu kūdras.

Aprakstot sēni, netika atrasti parastie anteridiji uz sānzariem, kāpēc pieņēmu, ka oosfēras attīstas partenoģenetiski, t. i. bez apaugļošanās kā pie dažām citām *Saprolegnia* sugām. Attīstībai noslēdzoties bieži ievēroju, ka hifos maz plasmas, lai gan arī izturības stadijas (gemmas) neattīstās. Īpatnējs apstāklis bija arī tas, ka oogona siena burbiņu vietās bij ne reti ar caurumiem, bet oogonā attīstoties oosfērām, notika dažas pārmaiņas arī

[4]) Sporangia et oogonia ut in *Saprolegnia*, gametae masculinae mobiles.

blakus hifu plasmā. Vēlāk, meklējot tā cēloņus, noskaidrojās, ka hifos izveidojas lielākā skaitā sīkas (ap 3—5 μ) kustīgas šūnas, kas aktīvi virzoties nokļūst pa burbiņām oogonā, kur kopulē ar oosfērām.

Sēnes laponis pavedienveidīgs (hifi parasti 5—20 μ, retāk līdz 30 μ resni), bez šķērssienām, kā citiem dzimtas pārstāvjiem. Šķērssienas rodas tur, kur tiek norobežoti reprodukciju organi: sporangiji, oogoni un pa daļai arī anteridiji. Substrāta tuvumā hifiem dažreiz rodas nekārtni iežmaugumi, kur tad cellulīna gabaliņi ne reti nodala vienu hifa daļu no otras (neīstas šķērssienas). Te, kaut arī kā atseviškos izņēmuma gadījumos, parādās laponī iezīme, kas sastopama *Leptomitaceae* dzimtā. Šķidrumā augošos hifos plasmas daudz hifu galos un tā te bez ieslēgumiem, kamēr citās hifu daļās plasma ar dažādiem ieslēgumiem, it sevišķi substrāta tuvumā. Ne reti hifu plasma mēdz būt vakuolizēta oogonu attīstības laikā, un dažreiz tā pilnīgi atgādina *Monoblepharis* vakuolizēto hifu plasmu.

Hifu galos, kā arī uz sānzariem izveidojas sporangiji, kas līdzīgi citām *Saprolegnia* sugām bieži mēdz būt caurauguši. Zoosporas ar divām cilijām 6—10 μ lielas. Zoosporas ne reti iecistējas sporangijos, pēc tam, pametot apvalku sporangijā, aizpeld ar 2 sānu cilijām vai arī dīgst. Laikā, kad izveidojas oosfēras oogonā, iecistējusies zoospora uzbriest, rodas lielāka vakuola, un tā itkā pārvēršas anteridijā, izveidojot 4 mazākas šūnas, kas, domājams, funkcionē kā gametas. Neapaugļota oogona tuvumā dažreiz izdevās novērot arī zoosporu dalīšanos (fig. 10-c).

Oogona attīstība ārēji līdzīga citām *Saprolegnia* sugām (sk. fig. 1—6 tabulā). Parasti hifa galā rodas paplašinājums, kur savācas iebrūna plasma, kas bagāta ar rezerves vielām. Šis paplašinājums pieaug, līdz sasniedz savu dēfinitīvo lielumu, un rodas arī raksturīgi papiles veidīgie izaugumi. Pēc tam oogona centrālā daļā rodas lielāks dobums, un oogona plasma periferijā saskaldās oosfērās. Pēdējās sākumā vairāk ovālas, ar plānu apvalku un iebrūnu saturu.

Izveidojoties oosfērām, pārējā laponī notiek dažas pārmaiņas, kas, laikam, stāv sakarā ar kādu ķīmiskas dabas oogonu kairinājumu. Hifos tad hialinā plasma vakuolizējas un atsvabinas no graudiņu vai piliena veidīgiem ieslēgumiem. Plasma sakrājās hifos lielākās vai mazākās porcijās, starp kuŗām atrodas lielas vakuolas, cellulina gabaliņi vai citi ieslēgumi. Hifiem izveidojas arī dauzi mazāki izaugumi (nelieli sānzari), kur sakrājas plasma. Tādi veidojumi ne reti stipri atgādinā *Monoblepharis*

anteridijus. Anteridija plasmā pēc tam ne reti rodas vakuola un tā saturs sadalās sīkās šūnās (gametas), kas aktīvi kustoties ar vienu ciliju iziet no anteridija pa īsāku vai gaŗāku izaugumu. Kur hifos un anteridijos ir lielākas plasmas porcijas, šo sīko, hialino gametu rodas liels skaits, bet no mazākām plasmas porcijām tāpat kā no iecistējušamies vienkodolu zoosporām, izveidojas tikai 4 gametas. Gadījumos, kad plasmas porcija satur dažādus ieslēgumus, rodas tīklveida sporangijiem līdzīgi tīklveida gametangiji. Bieži izveidojas arī hipogini anteridiji zem oogoniem. Gametas no tiem atbrīvojas pa izaugumu sānos vai arī tieši caur oogona šķērssienu nokļūst pa izaugumu tā dobumā. Pēdējo gadījumu bieži var novērot agara platu kultūrās. Arī apkārtpeldošās zoosporas oogonu tuvumā dalās, izveidojot gametas. Dažos izņēmuma gadījumos var novērot, ka iecistējusies zoospora funkcionē kā pseidoanteridijs: tā oogona tuvumā dīgst, un dīgstobrs ieiet oogonā pa burbiņu. Gametas ir 3—7 μ lielas, parasti 3—5 μ un ar vienu ciliju. Vai arī mazākās divciliju zoosporas var apaugļot oosfēras, grūti nosakāms, jo nav iespējams visos gadījumos konstatēt, kuŗa ir maza zoospora un kuŗa lielākā gameta. Mazajām zoosporām, kas domājams bij cēlušās daloties lielākām, viena cilija ne reti ir gaŗāka, otra īsāka un to lielums ir no 5—7 μ. Sīkās, nedaudz ovālās gametas pa burbiņām iekļūst oogonā, kur savienojas ar oosfērām (fig. 9, 10, 11 un 12). Apaugļotām oosfērām rodas biezāka ārējā membrāna, un tās saturs iegūst īpatnējo oosporas izskatu. Pēc miera stāvokļa oosporas dīgst, izveidojot micēliju (fig. 13 b tabulā)

Sēnes laponis, izbeidzoties labvēlīgiem veģetātīvās augšanas apstākļiem, uzrāda diezgan lielu tendenci viss pārveidoties dzimuma reprodukciju organos. Šī īpatnība (holokarpija) norāda uz radniecību ar zemākām sēnēm. Vistuvāka tā *Monoblepharis*, jo arī te oosfēru apaugļošanās notiek ar kustīgām vienciliju gametām. Pie *Monoblepharis insignis* un *M. fasciculata* T h a x t e r's novērojis divciliju zoosporas, lai gan gametas bija te ar vienu ciliju, kas vēl jo vairāk pastrīpo šo radniecību. No otras puses, sēnes bezdzimuma (sporangiji) un dzimuma (oogoni) reprodukciju organi ir izveidoti kā *Saprolegnia* ģintī. Tā kā te oosfēru apaugļošana notiek ar kustīgām gametām, kas nav līdz šim konstatēts šajā ģintī, atrodu par vajadzīgu sēni novietot jaunā *Archilegnia* ģintī.

Archilegnia n. gen. tā tad atšķiŗas no *Saprolegnia* ar to, ka oosfēru apaugļošanās te notiek ar kustīgām gametām.

Saprolegniacceae dzimtā vispār nav pazīstams šāds dzimuma reprodukciju veids, tomēr bezdzimuma un dzimuma reprodukciju organi sēnei ir tik līdzīgi, ka lietderīgi ģinti pa-

turēt šajā dzimtā. Lieku te priekšā ģinti izdalīt jaunā Archilegnieae apakšdzimtā, kur dzimuma un bezdzimuma reprodukciju organi ir kā Saprolegnieae apakšdzimtā, bet oosfēru apaugļošana ir līdzīga *Monoblepharidaceae* dzimtai.

Lai gan citoloģiskie pētījumi nav vēl nobeigti, gribu te aizrādīt, ka ņemot vērā gametu rašanos, oosporu dīgšanu un citus faktus *Archilegnia latvica* n. comb. attīstība nesaskan ar pašreiz pieņemto uzskatu par Oomycetes kodola fažu maiņu (haploīds laponis ar zigotisku redukciju). Šī īpatnējā oomicēta attīstība ir viegli saprotama, ja tā laponi uzskata par diploīdu ar gametisku redukciju.

Explanations of the table.

Fig. 1—6. Development of the oogonium (fig. 1, 2, 3, 5 and 6 × 290; fig. 4×500, haematox. staining). Fig. 4 — in the protoplasm several nuclei; the central vacuole not yet formed, but the septum already in formation. Fig. 5 — oogonium with central vacuole. Fig. 6 — oogonium with fully formed oospheres. Under the oogonium there is a lateral outgrowth (a — antheridium), where homogeneous plasma has accumulated and a vacuole is formed.

Fig. 7. Unfertilized oosphere with one nucleus. × 812. Gram's staining.

Fig. 8. The formation of four gametes in an outgrowth (antheridium) of a hypha. The exit of the antheridium is marked by a ×.

Fig. 9. Oogonium with unfertilized oospheres. The gametes going through the pits into the oogonium. × 500.

Fig. 10. Oogonium with fertilized oospores. The latter already have a thicker wall, and peculiar structure. × 500.
Fig. 10a — a gamete has partially entered the oosphere. × 500.
Fig. 10b — gamete has already entered the oosphere. × 500.
Fig. 10c — bicilious zoospores in division while forming gametes. × 812.

Fig. 11. Oogonium with oospores. The walls of the pits through which the gametes have entered the oogonium have sagged. The membranes of two upper pits are uninjured. × 500.

Fig. 12. Oogonium with two unfertilized oospheres. The gamete makes its way through the pit into the oogonium. Fig. 12a — gamete with one cilium. × 500.

Fig. 13a. Fertilized oosphere with two nuclei (Gram's staining). × 500.
13b — Oospores germinating in the oogonium and forming hyphae. × 290.

Fig. 14. Young oogonium developing hyphae in a solution rich with nutrient substances. × 55.

Fig. 15. In the oogonium, owing to conditions of the culture, oospheres have not been formed. In a case like this by-hypha may grow on the oogonium as pseudoantheridia. Also a germinating zoospore in the neighbouring sporangium is growing towards the oogonium (the zoospore acting here like an pseudo-antheridium). Such an abnormal oogonium, does not develop farther, but the net of hyphae is likely to reasorb later on the contents of the oogonium. × 290.

Paskaidrojumi tabulai.

Fig. 1—6. Oogona attīstība (fig. 1, 2, 3, 5 un 6 × 290; fig. 4 × 500 hematoks. krāsoj.). Fig. 4 — oogona plasmā vairāki kodoli; centrālā vakuola nav vēl izveidota, bet oogona saturs norobežojās no pārējā hifa ar šķērssienu. Fig. 5 — oogons ar centrālu vakuolu. Fig. 6 — oogons ar pilnīgi izveidotām oosfērām. Zem oogona hifam izaugums sānos (a — anteridijs), kur savākusies plasma un radusies vakuola.

Fig. 7. Neapaugļota oosfēra ar 1 kodolu. × 812. Gram'a krāsojums.

Fig. 8. Hifa izaugumā (anteridijā) izveidojas gametas. Ar × apzīmēta izeja no anteridija. × 812.

Fig. 9. Oogons ar neapaugļotām oosfērām. Gametas pa burbiņām iekļūst oogonā. × 500.

Fig. 10. Oogons ar apaugļotām oosfērām. Pēdējām radusies biezāka ārējā membrāna un to saturam ir īpatnēja struktura. × 500. Fig. 10a — oosfērā pa daļai iekļuvusi gameta. × 500. Fig. 10b — gameta jau nokļuvusi oosfērā. × 500. Fig. 10b — blakus oogonam divciliju zoosporas dalās izveidojot gametas. × 812.

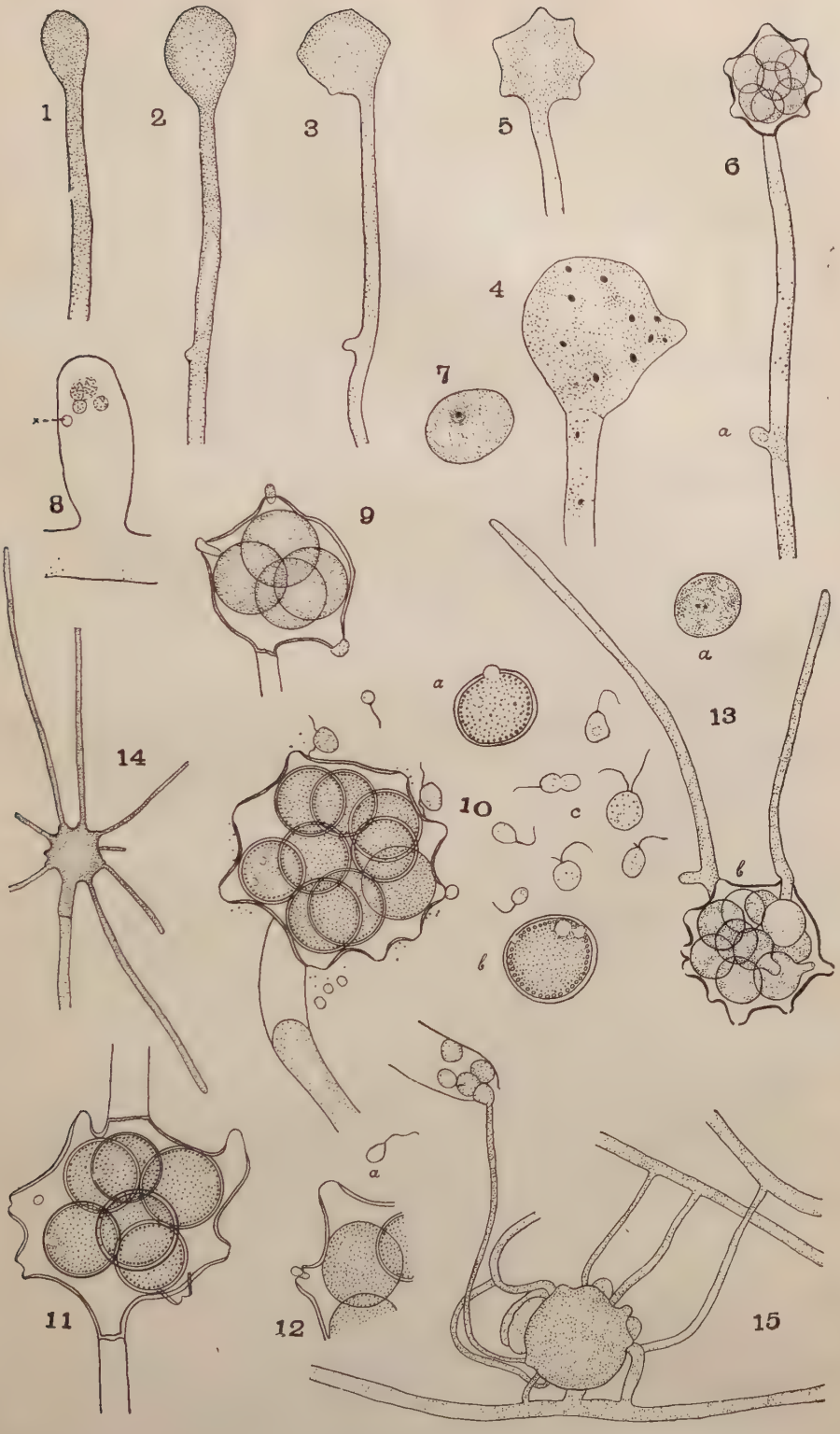
Fig. 11. Oogons ar oosporām. Oogona burbiņu membrana, pa kuŗām iekļuvušas gametas oogonā, ieliekta. Divu augšējo burbiņu membrāna nebojāta. × 500.

Fig. 12. Oogons ar divām neapaugļotām oosfērām. Gameta virzās caur burbiņu oogonā. 12a — gameta ar 1 ciliju. × 500.

Fig. 13a. Apaugļota oosfera ar 2 kodoliem. (Gram'a krāsojums). × 500. 13b. Oogonā oosporas dīgst, izveidojot hifus. × 290.

Fig. 14. Jauns oogons ar neizveidotām oosfērām attīsta hifus barības vielām bagātā vidē. × 55.

Fig. 15. Kultūrā ārēju apstākļu dēļ nav notikusi oosfēru izveidošanās. Šādam neattīstītam oogonam dažreiz pieaug klāt blakus hifi kā pseudoanteridiji. Arī viena izdīgusi zoospora tuvējā sporangijā pieaugusi ar hifu klāt oogonam. Zoospora te funkcionē arī kā pseudoanteridijs. Nenormālais oogons tālāk neizveidojas, bet ieaugušo hifu pinums vēlāk rezorbē oogona saturu. × 290.



Archilegnia latvica.

Key to the East Baltic*) Species of Alchemilla.

By A. Zāmelis.

1. Rhizomatous perennials with long petioled basal leaves arranged in a rosette; stamens 4 2
—. Annual without leaf rosette; stems 3—10 cm long, densely covered throughout their length with short petioled or petiolless leaves; stamens 1 . . . 21. *A. arvensis* (L.) Scop.

2. Pedicels and urceoles hairy; laminae of the rosette-leaves orbicular with short and rounded lobes, very densely hairy; lobes each side with 4—6 teeth; stipules at the base of the plant brownish (when deep wine-red see 12) 3
—. Pedicels in the lower part and urceoles hairy; laminae of the rosette-leaves reniform with short lobes, densely hairy, grey-green; lobes each side with 3—5 teeth; stipules at the base of the plant brownish; stems and petioles with reverse hairs; urceoles obconic or campanulate; (similar to *A. hirsuticaulis*) . . . . . *A. egens* Juz.[1])
—. Pedicels hairy only at the base; laminae of the rosette-leaves orbicular, underside almost silky-hairy, with reverse hairs on the veins, upperside grey-green; lobes each side with 7—9 teeth; stems and petioles thickly clad with reverse hairs, almost villous; urceoles semiglobose, thickly clad with hairs on the tubercles . . . *A. gibberulosa* Lindb. fil.[2])
—. Pedicels glabrous, rarely with some hairs (when hairy see 11) 4

3. Stems 10—20 cm long, like the petioles densely clad with erect hairs (when with appressed hairs: f. *adpresse-pilosa* Reinthal f. nova)[3]); laminae of the rosette-leaves without deep clefts between the lobes, undulate; stipules of the stem-leaves toothed . . . . 1. *A. pubescens* (Lam.) Bus.
—. Stems 15—25 cm long, like the petioles densely clad with perpendicularly spreading (or suberect) hairs; laminae of the rosette-leaves with c. 4 mm deep clefts between the lobes, flat; stipules of the stem-leaves palmated
2. *A. hirsuticaulis* Linb. fil.

---

*) **Esthonian, Latvian and Lithuanian.**

[1]) Central Russia (Simbirsk, Saratov); not known in the Baltic States.

[2]) Central Russia (Moscow); not known in the Baltic States.

[3]) *Alchemilla pubescens* (Lam.) Bus. f. *adpresse-pilosa* **W. J. Reinthal** (1933 in litteris), f. nova: Lithuania, in declivi sicco ad flumen Nevežys, Karyžynie prope Babtai, distr. Kaunas, 16. 6. 1933 leg. W. J. Reinthal (!).

4. Urceoles hairy; laminae of the leaves on the upperside hairy . 5
—. Urceoles hairy; laminae of the rosette-leaves on the upperside hairy only in the folds and on the vein apex, 9-, rarely 7- or 11-lobed; lobes short (c. 1/8 of the vein length), often subtriangular, each side with 5—7 teeth, with 1.5—3.5 mm deep clefts between the lobes; stems and petioles with reverse (rarely perpendicularly spreading) hairs, not filiform; stipules at the base of the plant reddish or pale; (similar to *A. strigosula* and *A. filicaulis*) . . . . . *A. Litwinowii* Juz. [1])
—. Urceoles glabrous (rarely with some hairs); laminae of the rosette-leaves on the upperside hairy or glabrous; lobes each side with 6—12 teeth 13

5. Stems and petioles with erect or appressed hairs; stipules at the base of the plant pale or brownish 6
—. Stems and petioles with perpendicularly spreading (or suberect) hairs; lobes of the rosette-leaves each side with 6—9 teeth 8

6. Stems stout, considerably longer than the rosette-leaves; laminae of the rosette-leaves bright-green, lobes each side with 5—9 teeth 7
—. Stems thin, scarcely longer than the rosette-leaves; laminae of the rosette-leaves on the upperside grey-green, underside blue green, reniform, with c. 3—7 mm deep clefts between the lobes; lobes each side with 4—6 teeth
3. *A. plicata* Bus.

7. Laminae of the rosette-leaves reniform, with very short lobes, without clefts between the lobes; inflorescence with loose flower clusters . . 4. *A. propinqua* Lindb. fil. in Juz.
—. Laminae of the rosette-leaves orbicular, with very long lobes, with clefts between the lobes; inflorescence with dense flower clusters
A. conglobata Lindb. fil.[2])

8. Stipules at the base of the plant pale or brownish; laminae of the rosette-leaves 9-, rarely 11- lobed; stems not filiform 9
—. Stipules at the base of plant deep wine-red; laminae of the rosette-leaves 7- rarely 9- lobed; stems filiform 12

9. Laminae of the rosette-leaves on the upperside sparsely hairy, with short (c. 1/4—1/8 of the vein length) lobes 10
—. Laminae of the rosette-leaves on the upperside densely hairy, with long lobes 11

---

[1]) Central Russia (Ivanovsk); not known in the Baltic States.

[2]) North and East Russia (Vologda, Nijni-Novgorod); not known in the Baltic States.

10. Stems and petioles stout, arcuate-ascending; (very similar to *A. propinqua*) . . . . . 5. *A. Alechinii* Zām.
—. Stems and petioles more slender, stiffly erect . . . *A. Basilii* P. Smirn. (= *A. orbiculata* Alech., non Ruiz & Pav.)[1]

11. Laminae of the rosette-leaves usually reniform with moderately long lobes, with blunt teeth, without deep clefts between the lobes; stems very densely (sparsely in inflorescence) clad with perpendicularly spreading hairs; urceoles with some hairs . . . . . 6. *A. pastoralis* Bus.
—. Laminae of the rosette-leaves usually reniform, with very long lobes (1/3—1/2 of the vein length), with acute teeth, with deep clefts between the lobes; stems clad throughout their length with perpendicularly spreading hairs; urceoles densely hairy; pedicels of the lower flowers hairy; (similar to *A. pastoralis* and *A. conglobata*) . . . *A. schistophylla* Juz. [2]
—. Laminae of the rosette-leaves usually orbicular, with very long lobes, with blunt teeth, with c. 5 mm deep clefts between the lobes; stems clad throughout their length with suberect hairs; urceoles densely hairy *A. Juzepczukii* Alech. [3]

12. Stems glabrous, at least in the upper part 14. *A. filicaulis* Bus.
—. Stems, including the inflorescence, hairy 13. *A. minor* Huds.[4]

13. Stems and petioles entirely glabrous; laminae of the leaves on the upperside hairy, on the underside only at the apex of the veins with some appressed hairs, deep green; stipules at the base of the plant greenish or pale 15. *A. glabricaulis* Lindb. fil.
—. Stems and petioles hairy, at least at the base 14

14. Stems and petioles with perpendicularly spreading or erect hairs 15
—. Stems and petioles with reverse (rarely perpendicularly spreading) hairs; laminae of the rosette-leaves light or yellowish green, flat, upperside hairy only in the folds and on the margins, without deep clefts between the lobes; lobes short (1/4—1/3 of the vein length), each side with 6—8 teeth, terminal tooth smaller than the subjacent ones; stipules at the base of the plant pale or brownish; (similar to *A. acutangula* and *A. nemoralis*) . . . . . *A. decalvans* Juz.[5]
—. Stems and petioles with reverse hairs 24
—. Stems and petioles with appressed hairs 29

---

[1] East Russia (Nijni-Novgorod!); not known in the Baltic States.
[2] Central Russia (Moscow); not known in the Baltic States.
[3] East Russia (Nijni-Novgorod!); not known in the Baltic States.
[4] Lithuania: Janiškelis (Biržu apr.), Trakelio miškel., 1932 leg. P. Snarskis (!); not known so far in Latvia and Esthonia.
[5] Central and East Russia (Penza, Orenburg); not known in the Baltic States.

15. Laminae of the leaves on the upperside hairy, at least in the folds 16

—. Laminae of the rosette-leaves on the upperside glabrous (rarely with some hairs in the folds and on the margins of the lobes), underside hairy, reniform to semilunar or roundish reniform, $^1/_5$—$^1/_2$ broader than long; lobes shortish, almost trapezoid; inflorescence very branched, with many very small, 2.5—3.5 mm broad, flowers; stems and petioles with perpendicularly spreading or suberect (in autumn almost appressed) hairs . . . . . 16. *A. pratensis* Schmidt[1])

16. Stipules at the base of the plant deep wine-red, leaves on the upperside over the whole surface hairy 17

—. Stipules at the base of the plant pale or brownish; stems and petioles with usually perpendicularly spreading hairs . . 18

17. Stems and petioles with usually erect (rarely perpendicularly spreading) hairs; leaves deep green; lobes long; urceoles 4—4.5 mm broad, 3.5—4 mm long; pedicels 2—5 mm long 7. *A. micans* Bus.

—. Stems and petioles with perpendicularly spreading (or suberect) hairs; leaves grey-green; lobes short, obtuse; urceoles smaller, 2.5—4 mm broad, 2—3 mm long; pedicels 1—3 mm long *A. Lindbergiana* Juz.[2])

18. Laminae of all, including outer rosette-leaves, on the upperside over the whole surface densely hairy, grey-green, usually reniform, with moderately long lobes; stem-leaves small 6. *A. pastoralis* Bus.

—. Laminae of the rosette-leaves on the upperside hairy to subglabrous, outer leaves on the upperside glabrous or hairy only in the folds, yellowish to deep green; stem-leaves well developed . 19

19. Laminae of the rosette-leaves roundlish or roundish reniform, $^1/_{10}$—$^1/_5$ ($^1/_3$) broader than long, lobes long or short 20

—. Laminae of the rosette-leaves reniform or semilunar, ($^1/_5$) $^1/_3$—$^1/_2$ broader than long, lobes short, obtuse 23

20. Lobes of the rosette-leaves long 21

—. Lobes of the rosette-leaves very short, lower lobes $^1/_7$—$^1/_6$, upper lobes $^1/_4$ of the vein length, obtuse, the highest ones semicircular, each side with 7—9 short, broad, blunt teeth; laminae thick, yellowish green, with deep green veins; stems stout, 20—50 cm long; urceoles small, 2.5—3 mm long, 2.7—3 mm broad . . . . . *A. crinita* Bus.[3])

---

[1]) In Esthonia probably not distributed.

[2]) Distributed from Central Russia (Moscow a. c.!) to West Siberia (Tobolsk); not known in the Baltic States.

[3]) Distributed in Central Europa (!), probably also in Poland; not known in the Baltic States.

21. Stems 20—50 cm long 22
—. Stems 15—30 cm long, stout, usually reddish; leaves light or yellowish green, somewhat undulate; lobes 7—9, moderately long (c. 1/3 of the vein length), each side with 7 (rarely 6) acute teeth; lower stem-leaves with rather long petioles; flowers fairly small, 2—4 mm long, 2.5—4.5 broad, urceoles 1—2.5 mm long; (similar to *A. acutangula)*
A. leiophylla Juz.[1])
—. Stems 4—25 cm long, thin; leaves deep green, flat; lobes 7—9 (rarely 11 incomplete), long (1/3—1/2 of the vein length), each side with 5—8 acute teeth; stem-leaves moderately developed, short petioled; flowers very small, 2—3 mm long, 2.5—3.5 broad; urceoles 1—2 mm long; (similar to *A. heptagona* and *A. subcrenata)* . . . . *A. stellaris* Juz.[2])

22. Laminae of the rosette-leaves flat, thick; lobes 9—11 (rarely 13 incomplete), usually very long, acute, 1/3—2/5 of the vein length, each side with 8—12 acute, scalariform teeth; stems stout; lower stem-leaves long petioled; urceoles 3—3.5 mm long, c. 3.5 mm broad
8. *A. acutangula* Bus.
—. Laminae of the rosette-leaves undulate, thin; lobes 9 (rarely 11 incomplete), longish, at the apex rounded, 1/4—2/5 of the vein length, each side with 5—8 blunt teeth; stem thin; lower stem-leaves shorter petioled; urceoles smaller, 2.5—3 mm long, 2.7—3 mm broad
9. *A. subcrenata* Bus.

23. Laminae of the rosette-leaves yellowish green, flat, lobes each side with 7—9 teeth; stems 20—50 cm long . . . . . *A. nemoralis* Alech.[3])
—. Laminae of the rosette-leaves deep green, undulate, lobes each side with 4—7 teeth; stems 15—30 cm long . . . . . *A. semilunaris* Alech.[4])

24. Laminae of the rosette-leaves with c. 2—5 mm deep clefts between the lobes; stipules at the base of the plant reddish 25
—. Laminae of the rosette-leaves without clefts between the lobes, deep green, usually septangular, flat (rarely folded); lobes broad triangular; stem thin; stem-leaves well developed; stipules at the base of the plant usually pale or greenish (rarely reddish); urceoles 2.5—3 mm long
11. *A. heptagona* Juz.

25. Laminae of the rosette-leaves green 26
—. Laminae of the rosette-leaves blue-green, undulate, over both sides sparsely hairy, reniform to roundish; lobes short, obtuse, usually truncated; terminal tooth smaller than the subjacent ones; stems 12—50 cm long, in the upper part

---

[1]) Central and East Russia (Vjatka, Ivanovsk); not known in the Baltic States.
[2]) Central Russia (Tverj, Moscow); not known in the Baltic States.
[3]) East Russia (Nijni-Novgorod!); not known in the Baltic States.
[4]) Central Russia (Moscow!); not known in the Baltic States.

almost glabrous; stem-leaves very well developed, truncated; urceoles 1—2.5 mm long . . 10. *A. cymatophylla* Juz.

26. Laminae of the rosette-leaves undulate, yellowish or light green, orbicular, upperside with thick velvety hairs; stem-leaves small; stems 10—30 cm long; urceoles 3—4 mm long . . . . . *A. strigosula* Bus., Lindb. fil. sensu amplu 27

—. Laminae of the rosette-leaves flat, pure or deep green, lobes short, truncated; stem-leaves well developed, lobes short, truncated; whole plant, except urceoles and pedicels, thickly clad with soft hairs *A. breviloba* Lindb. fil.[1])

27. Stems in the upper part hairy 28

—. Stems in the upper part glabrous . . *A. strigosula* Bus. sensu strictu [2])

28. Lobes of all rosette-leaves rounded 12. *A. sarmatica* Juz. ad inter.

—. Lobes of the interior rosette-leaves longish . . *A. subglobosa* Westerl. [3])

29. Laminae of the leaves on the upperside appressed hairy, underside appressed hairy on the veins along their whole length; stems almost along their whole length appressed hairy; stem-leaves usually well developed 30

—. Laminae of the leaves on the upperside glabrous; stems in the upper part glabrous (see also 15) 31

30. Laminae of the rosette-leaves roundish or roundish-reniform, upperside hairy usually only in the folds, flat; lobes usually very long, acute, each side with 8—12 acute, scalariform teeth, terminal tooth as long as the subjacent ones; without clefts between the lobes; stems erect; inflorescence with loose flower clusters; urceoles sometimes with some hairs (see also 15—22) . . 8-a. *A. acutangula* Bus. f. *adpresse-pilosa* Lindb. fil.

—. Laminae of the rosette-leaves usually reniform, upperside sparsely hairy over the whole surface, undulate; lobes short, rounded, each side with (6)7—9(10) short, usually blunt teeth, terminal tooth smaller than the subjacent ones; without clefts between the lobes; stems arcuate-erect or decumbent; inflorescence with dense and spherical flower clusters; urceoles glabrous . . . . . 17. *A. glomerulans* Bus.

---

[1]) Central Russia (Tambow); not known in Baltic States, confused (H. Lindberg in K. Starcs 1926) with *A. cymatophylla* Juz. (see A. Zāmelis & A. Kvīte 1930, p. 100).

[2]) Switzerland; not known in the Baltic States.

[3]) Sweden; not known in the Baltic States.

—. Laminae of the rosette-leaves usually reniform, upperside hairy only in the folds and on the margins, underside usually appressed silky-hairy on the vein apex and on the lateral lobes; somewhat undulate; lobes short (1/5—2/7 of the vein length), rounded or usually truncate; each side with 7—10 small, acute teeth, terminal tooth almost as long as the subjacent ones, with clefts between the lobes; inflorescence with loose flower clusters, urceoles glabrous; (similar to *A. Wichurae* and *A. oxyodonta*) *A. psiloneura* Juz.[1])

31. Laminae of the leaves on the underside appressed silky-hairy on the veins along their whole length, light green; the silky-appressed hairs on the stems reach up to the inflorescence to 2nd or even 3rd branch 32

—. Laminae of the leaves on the underside with some silky-appressed hairs only on the vein apex, light green; stems usually only on the 1st internode with some silky-appressed hairs; teeth acute, somewhat contracted at the base, terminal tooth smaller and shorter than the subjacent ones 20. *A. alpestris* Schmidt[2])

32. Laminae of the leaves deep blue-green, with blunt teeth, terminal tooth smaller and shorter than the subjacent ones; inflorescence narrow, flowers yellowish, calyx segments broad and short . . . . . 19. *A. obtusa* Bus.[3])

—. Laminae of the leaves usually light green, with very acute teeth, terminal tooth as long as the subjacent ones; inflorescencee broad, flowers greenish, calyx segments narrow . . *A. acutidens* Bus., Lindb. fil. sensu amplu . . 33

33. Laminae of the rosette-leaves moderately deeply (to 1/5—2/5) divided, roundish 34

—. Laminae of the rosette-leaves deeply (to 1/2—3/5) divided 35

34. Laminae of the rosette-leaves with Y-form clefts between the lobes . . . . . 18. *A. Wichurae* Bus.

—. Laminae of the rosette-leaves without Y-form clefts between the lobes *A. oxyodonta* Bus.[4])

35. Laminae of the rosette-leaves roundish-reniform, lobes moderately long *A. acutidens* Bus.[5])

—. Laminae of the rosette-leaves usually semilunar, lobes very long *A. Murbeckiana* Bus.[4])

---

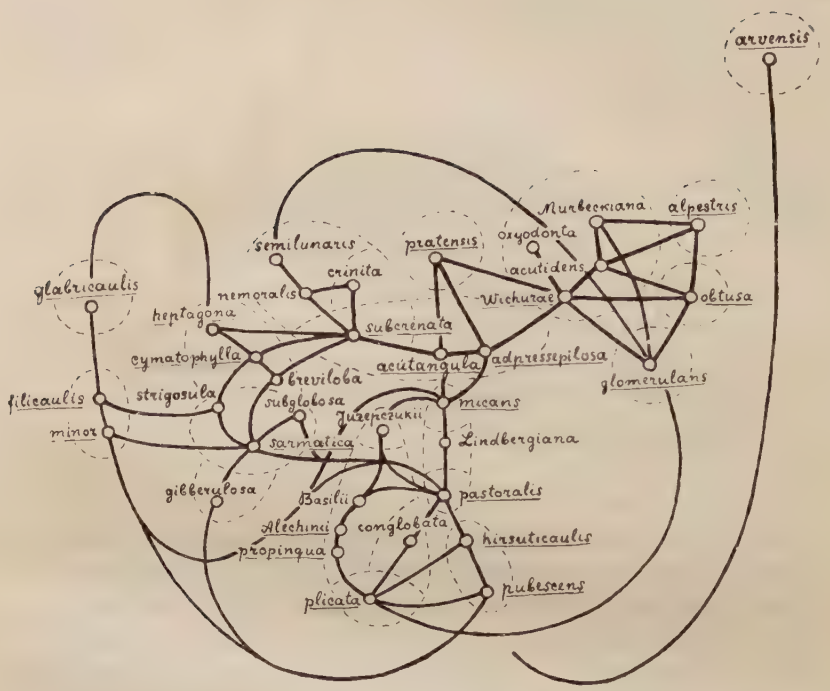
1) Central Russia (Tverj); not known in the Baltic States.
2) In Esthonia probably not distributed.
3) In Lithuania probably not distributed.
4) North Europe (see R. Braaten 1928); not known in the Baltic States.
5) Switzerland; not known in the Baltic States.

Province	Kurzeme					Zemgale					Vidzeme					Latgale				
District / *Alchemilla*	Liepāja	Aizpute	Kuldiga	Ventspils	Talsi	Tukums	Jelgava	Bauska	Jēkabpils	Ilūkste	Riga	Cēsis	Valmiera	Valka	Madona	Daugavpils	Rēzekne	Ludza	Jaunlatgale	
1. *A. pubescens* (Lam.) Bus.	●	●	○	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	○	●	
* f. *adpresse-pilosa* Reinthal	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	
2. *A. hirsuticaulis* Lindb. fil.	–	–	–	–	–	–	–	●	○		●	●	○	●	●	●	○	○	●	
3. *A. plicata* Bus.	●	○	○	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	○	●	○	●	
4. *A. propinqua* Lindb. fil.	●	?	?	?	?	●	?	?	?	?	●	?	?	?	●	●	?	?	?	
5. *A. Alechinii* Zām.	?	?	?	?	?	?	●	?	?	?	?	?	?	?	●	?	?	?	?	
6. *A. pastoralis* Bus.	●	○	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	
7. *A. micans* Bus.	●	○	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	○	●	
8. *A. acutangula* Bus.	●	●	○	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	○	●	
* f. *adpresse-pilosa* Lindb. fil.	?	?	?	?	●	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	
9. *A. subcrenata* Bus.	○	○	○	●	●	○	●	○	○	○	●	○	●	○	●	○	○	○	○	
10. *A. heptagona* Juz.	–	–	–	–	–	–	–	–	○	○	●	●	●	○	○	○	○	○	○	
11. *A. cymatophylla* Juz.	?	?	?	?	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	○	○	
12. *A. strigosula* Bus., s. ampl.	●	○	○	○	●	○	●	○	○	○	○	○	●	○	●	○	○	○	○	
13. *A. minor* Huds.	?	?	–	–	–	–	?	?	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	
14. *A. filicaulis* Bus.	●	○	○	●	○	●	●	?	–	–	●	○	●	○	–	–	–	–	–	
15. *A. glabricaulis* Lindb. fil.	–	–	–	–	–	–	–	–	●	○	●	●	●	●	●	●	●	●	●	
16. *A. pratensis* Schmidt	◐	?	?	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	
17. *A. glomerulans* Bus.	–	–	?	●	●	○	●	–	–	–	●	●	●	○	●	–	–	–	?	
18. *A. Wichurae* Bus.	–	–	–	–	–	–	–	○	●	●	●	–	–	–	●	●	●	●	○	
19. *A. obtusa* Bus.	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	●	●	●	●	●	–	–	–	●	
20. *A. alpestris* Schmidt	●	●	●	●	●	●	●	–	–	–	●	–	–	–	–	–	–	–	–	
21. *A. arvensis* (L.) Scop.	●	○	○	●	○	◐	○	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	

Distribution of the species of *Alchemilla* in Latvia (Latvija): ● — recorded, ○ — not yet recorded, but detection highly probable, ? — detection possible, – — detection hardly probable.

State / District or part / *Alchemilla*	Lithuania (Lietuva) West	Lithuania (Lietuva) East	Esthonia (Eesti) Saaremaa	Hiumaa	Vormsi	Läänemaa	Harjumaa	Pärnumaa	Valgamaa	Viljandimaa	Järvamaa	Virumaa	Tartumaa	Võrumaa	Petserimaa	Finl. (Suomi) Åland	Finland	U. S. S. R. Ingria	West Russia
1. *A. pubescens* (Lam.) Bus.	●	○	●	●	●	●	●	●	○	○	○	●	○	●	●	●	●	●	●
* f. *adpresse-pilosa* Reinthal	●	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?
2. *A. hirsuticaulis* Lindb. fil.	–	?	–	–	–	?	●	?	?	?	●	●	○	○	●	–	–	●	○
3. *A. plicata* Bus.	●	○	●	○	●	●	●	●	○	○	○	●	○	●	●	●	●	●	●
4. *A. propinqua* Lindb. fil.	●	○	–	–	–	?	?	?	?	?	?	?	●	○	○	–	–	●	○
5. *A. Alechinii* Zām.	?	?	–	–	–	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	–	–	?	?
6. *A. pastoralis* Bus.	●	○	●	○	●	●	●	●	○	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●
7. *A. micans* Bus.	●	○	●	○	○	○	●	●	○	○	○	●	●	●	●	●	●	●	●
8. *A. acutangula* Bus.	●	○	●	●	●	●	●	●	○	○	●	●	●	●	●	●	●	●	●
* f. *adpresse-pilosa* Lindb. fil.	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	?	●	●	?	?
9. *A. subcrenata* Bus.	●	○	●	●	●	●	●	●	○	○	○	●	○	○	○	●	●	●	●
10. *A. heptagona* Juz.	–	?	–	–	–	–	?	?	?	?	?	?	●	●	●	–	–	●	○
11. *A. cymatophylla* Juz.	?	○	–	–	–	○	○	●	○	○	○	○	○	●	●	–	–	●	●
12. *A. strigosula* Bus., s. ampl.	○	○	●	●	○	●	●	●	○	○	○	○	●	●	○	–	●	●	●
13. *A. minor* Huds.	●	?	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	?	●	–	–
14. *A. filicaulis* Bus.	○	?	●	○	●	●	●	●	○	?	?	?	–	–	–	●	●	?	–
15. *A. glabricaulis* Lindb. fil.	–	○	–	–	–	–	–	●	○	?	?	?	○	●	●	–	–	–	●
16. *A. pratensis* Schmidt	●	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–
17. *A. glomerulans* Bus.	?	?	●	–	–	○	○	●	○	○	○	○	○	○	●	–	●	○	?
18. *A. Wichurae* Bus.	–	○	●	?	?	?	●	?	?	○	○	●	○	●	●	–	●	○	●
19. *A. obtusa* Bus.	–	–	●	●	●	○	●	●	○	○	○	●	○	●	○	●	●	?	?
20. *A. alpestris* Schmidt	●	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	●	●	?	–
21. *A. arvensis* (L.) Scop.	○	?	●	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–

Distribution of the species of *Alchemilla* in Lithuania (Lietuva) and Esthonia (Eesti): ● — recorded, ○ — not yet recorded, but detection highly probable, ? — detection possible, — detection hardly probable.



Scheme of morphological relationship of the East Baltic (underlined) species of *Alchemilla*.

Of the *Alchemilla* species mentioned in this key the following are at present cultivated in the Botanic Gardens of the University of Latvia (Riga, L. Kandavas iela 2):

A. pubescens (Lam.) Bus. (from Latvia, Germany),
A. hirsuticaulis Lindb. fil. (from Latvia, Russia),
A. plicata Bus. (from Latvia),
A. propinqua Lindb. fil. in Juz. (from Latvia, Lithuania),
A. Alechinii Zām. (from Latvia),
A. pastoralis Bus. (from Latvia, Lithuania, Germany, Switzerland),
A. micans Bus. (from Latvia, Lithuania, Switzerland),
A. acutangula Bus. (from Latvia, Lithuania),
A. subcrenata Bus. (from Latvia, Lithuania, Germany, Switzerland),
A. crinita Bus. (from Switzerland),
A. cymatophylla Juz. (from Latvia),
A. heptagona Juz. (from Latvia, Russia),
A. sarmatica Juz. (from Latvia, Russia),
A. minor Huds. (from Denmark),
A. filicaulis Bus. (from Latvia),
A. glabricaulis Lindb. fil. (from Latvia),

A. pratensis Schmidt (from Latvia, Germany, Denmark, Switzerland),
A. glomerulans Bus. (from Latvia),
A. Wichurae Bus. (from Latvia),
A. oxyodonta Bus. (from Russia),
A. obtusa Bus. (from Latvia),
A. alpestris Schmidt (from Latvia, Lithuania, Germany).

Literature.

Alechin, V. — Алехин, В. В., 1922: *Alchemilla semilunaris* n. sp. Notulae systematicae ex Herbario Botanici Petropolitani T. III, fasc. 32—33.

„ , 1928: *Alchemilla nemoralis* sp. n., *A. orbiculata* sp. n. in Главнейшие результаты Экспедиции 1927-го года. Предварит. отчет о работах Нижегородской Геоботанической Экспедиции в 1927 г. Нижний-Новгород. (Russian).

„ , 1929: *Alchemilla Juzepczukii* sp. n. in Главн. результ. Экспед. 1928-го года. Предв. отч. о работ. Нижегородск. Геобот. Эксп. в 1928 г. Нижний-Новгород. (Russian).

Ascherson, P. & Graebner, P., 1900—1905: *Alchemilla* in Synopsis der Mitteleuropäischen Flora, Bd. VI. Leipzig.

Braaten, R., 1928: Alchemillaformer i Opland fylke. Nyt Magazin for Naturvidenskaberne, Bind 66. Oslo. (Norvegian).

Buser, R., 1893: Alchimilles nouvelles distribueés par la Société d'étude de la flore française. Bulletin de l'Herbier Boissier, T. I, appendix II. Genève.

„ 1894: Sur les Alchimilles subnivales. Bulletin de l'Herbier Boissier, T. II. Genève.

„ , 1894: Zur Kenntnis der schweizerischen Alchimillen. Berichte der schweizerischen Botanischen Gesellschaft, H. IV. Bern.

„ , 1895 (Extr. Nov. 1934): Alchimilles Valaisanne in H. Jaccard, Catalogue de la flore Valaisanne in Mémoires de la Société Hélvétique des sciences naturelles, Vol. XXXIV. Zürich.

„ , 1906: Eine neue skandinavische Alchimillenart (*A. Murbeckiana*). Botaniska Notiser 1906. Lund.

Eklund, O., 1928: Notizen über die Flora des nördlichen und westlichen Dagö (Hiiumaa) in Estland. Memoranda Societatis pro Fauna et Flora Fennica, Bd. 4. Helsingforsiae.

„ , 1929: Beiträge zur Flora der Insel Wormsö in Estland. Acta Societatis pro Fauna et Flora Fennica, Bd. 55, № 9. Helsingforsiae.

Gams, H., 1923: *Alchemilla* in Hegi, G., Illustrierte Flora von Mittel-Europa, Bd. IV. 2. München.

Gröntved, J., 1927: Die Flora der Insel Wormsö. Dansk Botanisk Arkiv, Bd. 5, № 4. København.

Juzepczuk, S. — Юзепчук, С. В., 1922: Descriptiones Alchimillarum novarum. 1—2. (*A. cymatophylla* Juz. n. sp., *A. heptagona* Juz. n. sp.). Notulae systematicae ex Herbario Horti Petropolitani, T. III, fasc. 11—12. Leningrad.

„ , 1923: Descriptiones Alchimillarum novarum. 3. (*A. Lindbergiana* Juz. n. sp., *A. propinqua* Lindb. fil. ined.). Ibid., T. IV, fasc. 23—24. Leningrad.

Juzepczuk, S. 1925: Beitrag zur Kenntnis der Alchimillen Weissrusslands. Записки Белорусского Государств. Института Сельск. Лесного Хозяйства, вып. 4. Минск — Minsk. (Russian with German Summary).

, 1933: Beschreibung neuer Arten der Gattung *Alchimilla* L. Acta Instituti Botanici Academiae Scientiarum USSR, Ser. I, fasc. I, p. 117—131. (Russian with German Summary).

Kupffer, K. R., 1907: Apogameten, neueinzuführende Einheit des Pflanzensystems. Oesterreichische Botanische Zeitschrift. Wien.

Lindberg, H., 1907: Die nordischen *Alchemilla vulgaris*-Formen und ihre Verbreitung. Acta Societatis Scientiarum Fennicae, T. XXXVII, No. 10. Helsingforsiae. (Swedish).

Lindman, C. A. M., 1918: Svensk Fanerogamflora. Stockholm.

Lippmaa, Th., 1932: Beiträge zur Kenntnis der Flora und Vegetation Südwest-Estlands. Acta Inst. et Botanici Universit. Tartuensis (Dorpatensis), Vol. II, fasc. 3—4 and Esti Loodusteaduse Archiv (Archiv für die Naturkunde Estlands), II Ser., Bd. XIII, Lief. 3. Tartu (Dorpat).

Palmgren, A., 1925: Die Artenzahl als pflanzengeographischer Charakter sowie der Zufall und die säkulare Landhebung als pflanzengeographische Faktoren. Acta Botanica Fennica I, No. I. Helsingforsiae.

Reinthal, W. J.: Letters concerning Esthonian and Lithuanian species of *Alchemilla*.

Smirnov, P., — Смирнов, П. А., 1929: Два слова по поводу *Alchemilla orbiculata* Alechin. Журн. Русск. Ботан. Общ., Т. 14, № 1. (Russian).

Starcs, K., 1926: Piezīmes par rasaspodiņu (*Alchemilla vulgaris* L. spec. coll.) sīksugu izplatību Latvijā. „Daba", Nr. 1/2. Rīga. (Latvian).

Vilberg, G., 1925: Eesti taimestik. Tartu (Dorpat). (Esthonian).

Westerlund, C. G., 1906—1907: Studier öfver de svenska formerna of *Alchemilla vulgaris* L. Redogärelse för allm. läroverken i Norrköping och Söderköping under läseårt. Nordköping 1907. (Swedish).

Zāmelis, A., 1930: *Alchemilla Alechinii*, species nova e Latvia descripta. Acta Horti Botan. Universit. Latviensis, Vol. IV (1929). Riga.

„ , 1931: Ein neuer Frauenmantel für das Ostbaltische Gebiet — *Alchemilla pratensis* Schmidt. Ibid., Vol. V (1930). Riga.

Zāmelis, A. & Kvīte, Argīne, 1930: Zur Verbreitung der *Alchemilla*-Arten in Lettland. Acta Horti Botan. Universit. Latviensis, Vol. IV (1929). Riga.

Źmuda, A J., 1915: Przywrotniki (*Alchemilla* L.) polskie. Die polnischen *Alchemilla*-Arten. Bulletin de l'Academie des sciences de Cracovie.

Austrumbaltijas apgabala Alchemilla-sugu noteikšanas atslēga.

A. Zāmelis.

Šinī atslēgā ievietotas tikai tās raskrēsliņu (skreteliņu) sugas, kas līdz šim droši konstatētas Baltijas valstu apvienības robežās, proti: Igaunijā, Latvijā un Lietavā. Angļu valodā sastādītā atslēgā ievietotas arī tās sugas, kas kaut gan līdz šim Austrumbaltijas apgabalā nav sastaptas, bet aug pierobežas valstīs (Somijā, Krievijā, Polijā) un varētu, varbūt, tikt atrastas kādreiz arī mūsu apgabalā. Tā, piem. *Alchemilla conglobata* Lindb. fil., *A. oxyodonta* Bus. un *A. Murbeckiana* Bus. var sagaidīt Igaunijas pašos ziemeļos, *A. crinita* Bus. — Lietavas dienvidos, daudzas Vidus-Krievijas sugas, kā *A. semilunaris* Alech., *A. schistophylla* Juz., *A. leiophylla* Juz., *A. stellaris* Juz., *A. psiloneura* Juz. u. c. — mūsu apgabala austrumos (piem. Latgales austrumu pierobežas joslā).

1. Ilggadīgs augs 2
—. Viengadīgs augs . . . . . 21. *A. arvensis* (L.) Scop.
2. Ziedu kāti spilvaini 3
—. Ziedu kāti kaili 4
3. Lapas bez dziļākām plaisām leveru starpās (stublājs un lapu kāti ar cieši piegulošām spilvām: f. *adpresse-pilosa* Reinthal f. nova[1]). 1. *A. pubescens* (Lam.) Bus.
—. Lapas ar dziļām (ap 4 mm) plaisām leveru starpā 2. *A. hirsuticaulis* Lindb. fil.
4. Hipantiji (kausiņi) spilvaini 5
—. Hipantiji (kausiņi) kaili 9
5. Lapu kāti zemē bāli vai brūngani 6
—. Lapu kāti zemē spilgti karminsarkani 8
6. Stublāji un lapu kāti ar slīpi uz augšu stāvošām spilvām 7
—. Stublāji un lapu kāti ar atspurušām spilvām . . . 5. *A. Alechinii* Zām.
7. Lapas ar dziļām (ap 3—7 mm) plaisām leveru starpās . . 3. *A. plicata* Bus.
—. Lapas bez dziļākām plaisām leveru starpās . . . 4. *A. propinqua* Lindb. fil. in Juz.
8. Stublāji augšdaļā spilvaini . . . . . 13. *A. minor* Huds. 2)
—. Stublāji augšdaļā kaili . . . . . 14. *A. filicaulis* Bus.
9. Stublāji un lapu kāti spilvaini 10
—. Stublāji un lapu kāti kaili . . . . . 15. *A. glabricaulis* Lindb. fil.
10. Stublāji un lapu kāti ar atspurušām vai slīpi uz augšu stāvošām spilvām 11
—. Stublāji un lapu kāti ar uz leju stāvošām spilvām 15
—. Stublāji un lapu kāti ar mīkstām, piegulošām spilvām 17

---

[1]) Lietavā.
[2]) Lietavā.

11. Lapas virspusē kailas . . . . . 16. *A. pratensis* Schmidt [1])
—. Lapas virspusē, vismaz krokās, spilvainas 12
12. Lapu kāti zemē bāli vai brūngani 13
—. Lapu kāti zemē spilgti karminsarkani . . . . . 7. *A. micans* Bus.
13. Lapas virspusē reti, bieži tikai krokās, spilvainas 14
—. Lapas virspusē viscauri ar biezām spilvām . . . . . 6. *A. pastoralis* Bus.
14. Lapu leveres ar 8—12 zobiņiem katros sānos . . . 8. *A. acutangula* Bus.
—. Lapu leveres ar 5—8 zobiņiem katros sānos . . . 9. *A. subcrenata* Bus.
15. Lapas ar dziļām (ap 2—5 mm) plaisām leveru starpās 16
—. Lapas bez dziļākām plaisām leveru starpās . . . . 11. *A. heptagona* Juz.
16. Lapas virspusē vāji spilvainas . . . . . 10. *A. cymatophylla* Juz.
—. Lapas virspusē cieši samtaini spilvainas . . . 12. *A. strigosula* Bus., Lindb. fil. s. a.: *A. sarmatica* Juz. ad inter.
17. Lapas virspusē ar piegulošām spilvām 18
—. Lapas virspusē kailas 19
18. Lapas ar asām leverēm . . . 8a. *A. acutangula* Bus. f. *adpresse-pilosa* Lindb. fil.
—. Lapas ar strupām leverēm. . . . . 17. *A. glomerulans* Bus.
19. Lapas apakšpusē visā dzīslu gaļumā spilvainas 20
—. Lapas apakšpusē tikai dzīslu galos spilvainas . . 20. *A. alpestris* Schmidt [2])
20. Lapām zobiņi strupi . . . . . 19. *A. obtusa* Bus. [3])
—. Lapām zobiņi asi . . . . . 18. *A. acutidens* Bus., Lindb. fil. s. a.: *A. Wichurae* Bus.

Atskaitot *A. arvensis*, visas pārējās šinī atslēgā minētās raskrēsliņu sugas atrodas kultūrā Latvijas Universitātes Botaniskā dārzā, Rīgā, L. Kandavas ielā 2.

Izdots 1. martā 1935. g.
Issued 1st March, 1935.

[1]) Igaunijā liekas nav sastopama.
[2]) Igaunijā liekas nav sastopama.
[3]) Lietavā liekas nav sastopama.

Paziņojums.

L. U. Botaniskā dārza rakstu gada sējums sastāv no trīs daļām, ko publicē pēc iespējas, atsevišķi, vai pa divām jeb visām trim kopā.

Sējuma maksa Ls 6,—. Daļa, ja tā atsevišķi dabūjama, maksā Ls 2,—.

Visus uz rakstiem attiecošos sūtījumus lūdzu adresēt L. U. Botaniskā dārza direktoram, Alberta ielā № 10, Rīgā.

Announcement.

The Annual Volume of the Acta Horti Botanici Universitatis Latviensis consists of three parts which are published as material is available, and of which two or all three parts may be issued together.

The Price of the Annual Volume is six lats (gold francs) the price of each part, if issued separately, two lats.

All communications relating to the Acta should be addressed to The Director, Botanic Garden of the University of Latvia, Alberta ielā 10, Riga, Latvia.